

Phytophanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums

Dissertation

**zur Erlangung des akademischen Grades
doctor rerum horticulturarum
(Dr. rer. hort.)**

**eingereicht an der
Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät
der Humboldt-Universität zu Berlin**

**durchgeführt am
Institut für Mikrobiologie der
Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Berlin**

von
Dipl. oec. troph. Edda Breitenbach
geb. am 26. 12. 1967 in Lohr am Main

Präsidentin/Präsident
der Humboldt-Universität zu Berlin
Prof. Dr. Dr. H. c. H. Meyer

Dekanin/Dekan der
Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät
Prof. Dr. Dr. h. c. E. Lindemann

Gutachterin/Gutachter 1. Prof. Dr. Dr. h. c. H. Bochow
 2. Prof. Dr. habil. G. Deml
 3. Dr. Helgard I. Nirenberg

Tag der mündlichen Prüfung: 17.07.1998

Inhaltsverzeichnis

1	Problemstellung und Zielsetzung	8
2	Literaturübersicht	10
2.1	Die aktuelle Situation der Abfallentsorgung in Deutschland	10
2.2	Der Stand der Bioabfallentsorgung in den Staaten der Europäischen Union	11
2.3	Allgemeines zur Kompostierung	13
2.3.1	Geschichtlicher Rückblick	13
2.3.2	Charakterisierung der Kompostierung	14
2.3.3	Aufgabe der Kompostierung	14
2.3.4	Der Kompostierungsprozeß	14
2.3.5	Kompostierungsverfahren	17
2.4	Kompostqualität	20
2.4.1	Richtlinien und Anwendungsempfehlungen für Komposte	20
2.4.2	Nährstoffwirkung von Komposten	22
2.4.3	Schadstoffbelastung von Komposten	23
2.4.4	Seuchen- und phytohygienische Unbedenklichkeit von Komposten	25
3	Material und Methoden	29
3.1	Beschreibung der Versuchsanlagen	29
3.1.1	Jessen GmbH - Offene Mietenkompostierung	29
3.1.2	Deponie Parkentin - Herhof-Rottebox	30
3.2	Versuchsaufbau und -durchführung	31
3.2.1	Probenahme	31
3.2.2	Analyse der Pilzflora	32
3.2.3	Überprüfung der Pflanzenverträglichkeit der untersuchten Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen	33
3.2.4	Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials der dominierenden Pilzarten in vitro	34
3.2.4.1	Auswahl der Testpilze	34
3.2.4.2	Wachstumsverhalten der getesteten Pilze bei 10 °C und 20 °C	35
3.2.4.3	Versuchsanordnung und -durchführung in vitro	35
3.2.5	Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials ausgewählter Pilzarten anhand von Biotests	36
3.2.5.1	Auswahl der Testpilze	36
3.2.5.2	Überprüfung der Infektiosität der phytopathogenen Testpilze und Auswahl geeigneter Inokulumdichten	37
3.2.5.3	Versuchsanordnung und -durchführung der Biotests	37
3.2.6	Nährstoffanalyse der Komposte	39
4	Ergebnisse	41
4.1	Analyse der Pilzflora aus gewerblich hergestellten Komposten	41
4.1.1	Analyse der Pilzflora einer offenen Kompostmiete im Rotteverlauf	46
4.1.1.1	Versuchsreihe 1	46

4.1.1.2	Versuchsreihe 2	49
4.1.2	Analyse der Pilzflora einer Kompostmiete nach Herhof-Rottebox- behandlung im Rotteverlauf.....	53
4.1.2.1	Versuchsreihe 1	53
4.1.2.2	Versuchsreihe 2	59
4.2	Überprüfung der Pflanzenverträglichkeit der untersuchten Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen.....	63
4.3	Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials der dominierenden Pilzarten in vitro	64
4.3.1	Wachstumsverhalten der getesteten Pilze bei 10 °C und 20 °C	64
4.3.2	Ergebnisse in vitro bei 10 °C und 20 °C	67
4.4	Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials ausgewählter Pilzarten anhand von Biotests	76
4.4.1	Überprüfung der Infektiosität der phytopathogenen Testpilze und Auswahl geeigneter Inokulumdichten	76
4.4.2	Das antiphytopathogene Potential ausgewählter Pilze aus Komposterde	76
4.5	Nährstoffanalyse der Komposte.....	78
5	Diskussion der Ergebnisse	80
5.1	Das Pilzspektrum in Abhängigkeit von ökologischen Faktoren während des Rotteprozesses	80
5.1.1	Die dominierende Pilzflora der Komposterde	81
5.1.2	Die Pilzflora am Ende der Vorrotte	82
5.1.3	Die Pilzflora am Ende der Nachrotte	82
5.2	Pflanzenverträglichkeit der untersuchten Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen.....	84
5.3	Die antagonistische Wirksamkeit und Wirkungsweise von Komposterde gegenüber phytopathogenen Pilzen	85
5.4	Das antagonistische Potential der dominierenden Pilzarten aus der Komposterde.....	87
5.4.1	Das antagonistische Potential in vitro.....	87
5.4.2	Das antagonistische Potential ausgewählter Pilze in vivo.....	90
5.5	Nährstoffanalyse der Komposte.....	92
5.6	Schlußfolgerungen	93
5.7	Vorschläge zur Überprüfung der phytohygienischen Qualität von Komposten	94
6	Zusammenfassung	96
7	Abstract.....	97
8	Literaturverzeichnis	98
9	Anhang.....	107

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Hausmüllaufkommen 1985.....	10
Abb. 2: Die Entwicklung der Kompostierung in Deutschland 1990-1995.....	11
Abb. 3: Kompostproduktion aus separat erfaßtem Bioabfall in den EU-Mitgliedsstaaten	13
Abb. 4: Vernetzung der Stoffumsatzleistungen im Verlauf der Kompostierung.....	16
Abb. 5: Allgemeiner Verfahrensablauf der Kompostierung von Bio- und Grünabfällen	18
Abb. 6: Rottezonen einer Kompostmiete	31
Abb. 7: Versuchsanordnung	40
Abb. 8: Kumulative Häufigkeit der dominanten Pilzarten aus Komposterde	43
Abb. 9: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer offenen Kompostmiete im Rotteverlauf (Versuchsreihe 1)	46
Abb. 10: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer offenen Kompostmiete im Rotteverlauf (Versuchsreihe 2)	49
Abb. 11: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer Kompostmiete nach Herhof-Rotteboxbehandlung im Rotteverlauf (Versuchsreihe 1).....	53
Abb. 12: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer Kompostmiete nach Herhof-Rotteboxbehandlung im Rotteverlauf (Versuchsreihe 2).....	59
Abb. 13: Wachstumsverlauf der phytopathogenen Pilze bei 10 °C und 20 °C (PDA)	64
Abb. 14: Wachstumsverlauf der Pilze aus Komposterde bei 10 °C und 20 °C (PDA).....	65
Abb. 15: <i>Penicillium expansum</i> : Wachstumsverlauf in vitro bei 10 °C nach 30 Tagen	89
Abb. 16: <i>Penicillium expansum</i> : Wachstumsverlauf in vitro bei 20 °C nach 30 Tagen	89

Tabellenverzeichnis

Tab. 1:	Überblick über die erfaßbare und bereits erfaßte und kompostierte Menge an getrennt gesammeltem Bioabfall in Mitgliedsstaaten der EU.....	12
Tab. 2:	Einteilung der Rottegrade entsprechend den Maximaltemperaturen im Selbst-erhitzungsversuch.....	21
Tab. 3:	Empfehlungen der Bundesgütegemeinschaft Kompost zur Kompostanwendung.....	22
Tab. 4:	Berechnung der mittleren Nährstoffwirkung von Grün- und Bioabfallkomposten.....	22
Tab. 5:	Aktuelle Grenz- und Orientierungswerte verschiedener Prüfungsinstanzen für Schwermetalle in Grün- und Bioabfällen und häufig gefundene Werte im Vergleich.....	23
Tab. 6:	Durchschnittliche PCB, PAK und PCDD/PCDF-Gehalte in Komposten unterschiedlicher Herkunft	24
Tab. 7:	Prüfungsumfang des Nachweises der seuchen- und phytohygienischen Unbedenklichkeit bei Kompostierungs- und Anaerobanlagen (nach Bioabfall-VO, Fassung 11/97, Anlage 2, Tabelle 1).....	28
Tab. 8:	Anzahl und Gesamthäufigkeit (in %) der isolierten Pilzarten zweier gewerblich hergestellter Komposte im Rotteverlauf	44
Tab. 9:	Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	47
Tab. 10:	Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1).....	47
Tab. 11:	Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	47
Tab. 12:	Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	48
Tab. 13:	Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	48
Tab. 14:	Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	48
Tab. 15:	Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	50
Tab. 16:	Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2).....	50
Tab. 17:	Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	51
Tab. 18:	Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 6wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	51
Tab. 19:	Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 6wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	51
Tab. 20:	Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 6wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	52

Tab. 21: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	54
Tab. 22: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rottebox- behandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1).....	54
Tab. 23: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	55
Tab. 24: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 12wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	56
Tab. 25: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 12wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	57
Tab. 26: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 12wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)	58
Tab. 27: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	60
Tab. 28: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rottebox- behandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2).....	60
Tab. 29: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	60
Tab. 30: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 11wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	61
Tab. 31: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 11wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	61
Tab. 32: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 11wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)	62
Tab. 33: Komposterde als Kultursubstrat für Erbsenkeimlinge.....	63
Tab. 34: Komposterde als Kultursubstrat für Weizenkeimlinge.....	63
Tab. 35: Antiphytopathogenes Potential ausgewählter Pilze aus Komposterde im Biotest	77
Tab. 36: Nährstoffanalyse der Komposte aus beiden Rotteverfahren	78
Tab. 37: Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 2 mm).....	109
Tab. 38: Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 2 mm)	109
Tab. 39: Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 2 mm).....	110
Tab. 40: Artenhäufigkeit (in %) und –verteilung der Pilzflora zweier gewerblich herge- stellter Komposte nach der Vorrotte.....	111
Tab. 41: Artenhäufigkeit (in %) und –verteilung der Pilzflora zweier gewerblich herge- stellter Komposte am Ende der Nachrotte	113
Tab. 42: Dunnett-Test: Überprüfung der phytopathogenen Pilze auf Infektiosität.....	115
Tab. 43: Dunnett-Test: Überprüfung der Antagonisten aus Komposterde in ihrer Wir- kung auf die Erbse als Testpflanze	115

1 Problemstellung und Zielsetzung

Die Sicherung der ökologischen Zukunft des Menschen ist eine zentrale Aufgabe für die nächsten Jahre ... Das bedeutet, daß auch die Abfallbeseitigung, die zu einem zentralen Anliegen des Umweltschutzes geworden ist, verantwortungsbewußt ... gelöst werden muß. Dies ist prinzipiell nur möglich, wenn Abfallstoffe, soweit sie nicht vermieden werden können, durch eine sinnvolle Verwertung möglichst weitgehend in den natürlichen Stoffkreislauf zurückgeführt werden."

(TÖPFER, 1985)

Die Vermeidung und Verwertung von Abfällen, hat nach Vorgabe des Abfallgesetzes (AbfG) vom 27. August 1986 (ANONYM, 1986) und der Technischen Anleitung (TA) Siedlungsabfall vom 14. Mai 1993 (ANONYM, 1993), Vorrang vor der Deponierung oder der Verbrennung.

Die Kompostierung ist die wirkungsvollste Einzelmaßnahme, um die Hausmüllmenge zu verringern, dadurch Deponievolumen einzusparen und Verbrennungsanlagen zu entlasten (KRAUSS, 1991). Circa 30-60 % des gesamten Hausmülls im Bundesgebiet entfallen auf die organischen Abfälle. Dieser sogenannte „Bioabfall“ wird in den letzten Jahren zunehmend getrennt erfaßt und in großgewerblichen Anlagen kompostiert (FRICKE, 1991).

Nach dem Bundesseuchengesetz und dem Abfallgesetz darf von der Beseitigung oder Verwertung von Siedlungsabfällen keine gesundheitliche Gefährdung für Mensch und Tier ausgehen (STRAUCH, 1987). Aus diesem Grund stellt der Parameter Hygiene eines der wichtigsten Qualitätsmerkmale für Bio- und Grünkomposte dar. Bislang gibt es noch keine gesetzlich verbindlichen Gütekriterien für Komposterden. Eine Bioabfall-VO liegt erst als Entwurf vor und soll in Kürze verabschiedet werden (BIOABFALL-VO, Fassung vom 6. November 1997).

Bioabfall kann neben den verschiedensten human- und tier-, auch mit phytopathogenen Mikroorganismen belastet sein (BÖHM et al., 1996). Da der daraus entstehende Kompost vorzugsweise im Garten- und Landschaftsbau bzw. in der Landwirtschaft Verwendung findet, ist auch die phytohygienische Unbedenklichkeit ein wichtiges Qualitätskriterium. Aus phytohygienischer Sicht muß der Kompostierungsprozeß mit hoher Sicherheit gewährleisten, daß die mit den Rohstoffen eingetragenen Pathogene abgetötet werden, damit bei der Anwendung der Komposte keine Verschleppung bzw. Anreicherung von Pflanzenkrankheitserregern stattfinden kann (MARCINISZYN et al., 1994).

Die vorliegende Forschungsarbeit will einen Beitrag zu einem nach phytosanitären und damit auch allgemein hygienischen Kriterien unbedenklichen Einsatz von Komposterden leisten. Die phytosanitäre Qualität von Komposten soll anhand der vorhandenen Pilzflora abgeschätzt werden.

In diesen Untersuchungen wird das Pilzspektrum von Biomüllkomposten aus zwei verschiedenen Kompostierungsverfahren - der offenen Mietenrotte und der Rottebox - im Verlauf der

Rotte erfaßt und versucht, deren Bedeutung für die Anwendung der Komposte im gärtnerischen und landwirtschaftlichen Bereich zu beurteilen. Die dominierende Pilzflora wird auf ihr antagonistisches Potential gegenüber ausgewählten, phytopathogenen Pilzen in vitro überprüft. Für einige Isolate der dominierenden Pilzflora aus Komposterde, mit einem nachweislich vorhandenen, antiphytopathogenen Potential, werden zusätzlich Biotests zur Verifizierung der Ergebnisse in vivo durchgeführt.

2 Literaturübersicht

2.1 Die aktuelle Situation der Abfallentsorgung in Deutschland

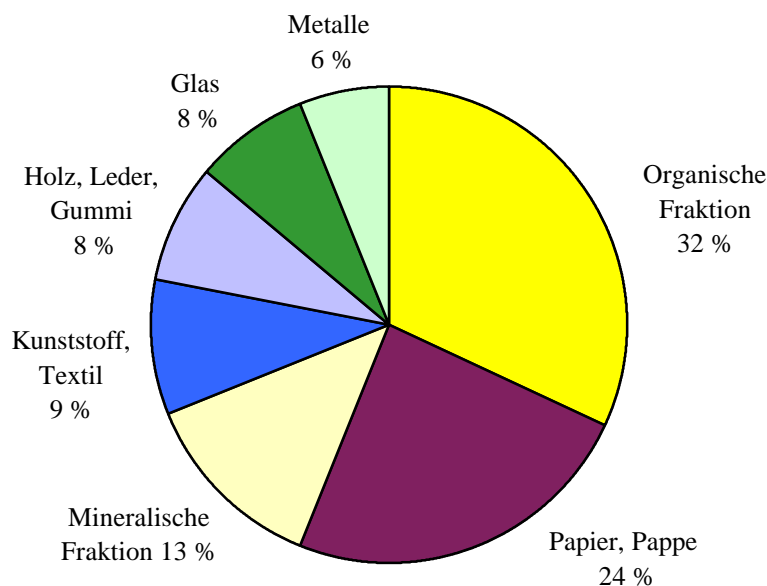
Laut Abfallwirtschaftsbilanz für das Jahr 1993 ist das gesamte Abfallaufkommen in Deutschland von 1990 bis 1993 um 10 % auf 337 Millionen (Mio.) Tonnen gesunken. In der gleichen Zeit hat sich die Verwertungsquote von 20 auf 25 %, das sind 86 Mio. Tonnen, erhöht (FAZ, 1996).

1993 sind in Westdeutschland 270 und in den neuen Ländern 292 Hausmülldeponien betrieben worden. Gleichzeitig gab es in ganz Deutschland 52 Hausmüllverbrennungsanlagen.

31,3 Mio. Tonnen der gesamten Müllmenge in Deutschland entfielen 1987 auf Hausmüll und hausmüllähnliche Gewerbeabfälle (ANONYM, 1991). Davon wurden 70,7 % deponiert, 25,4 % wurden in Müllverbrennungsanlagen verbrannt und 2,0 % kompostiert. Das bedeutet, daß jeder Einwohner im Durchschnitt rund 1 kg (oder 5 l) Abfall täglich „produziert“ hat. Das sind 360 kg bzw. 2 m³ Abfall pro Einwohner und Jahr (WELT, 1990).

Nach einer bundesweiten Hausmüllanalyse von 1985 bestand der Hausmüll zum Erhebungszeitpunkt zu 32 Gewichtsprozent aus organischen, kompostierbaren Stoffen (ANONYM, 1988/89). Als organische Fraktion oder sogenannter „Bioabfall“ werden Küchenabfälle pflanzlicher und tierischer Herkunft und Gartenabfälle (Rasenschnitt, Laub etc.) bezeichnet. Die prozentuale Verteilung der verschiedenen Hausmüllfraktionen stellt die Abbildung 1 dar.

Abb. 1: Hausmüllaufkommen 1985



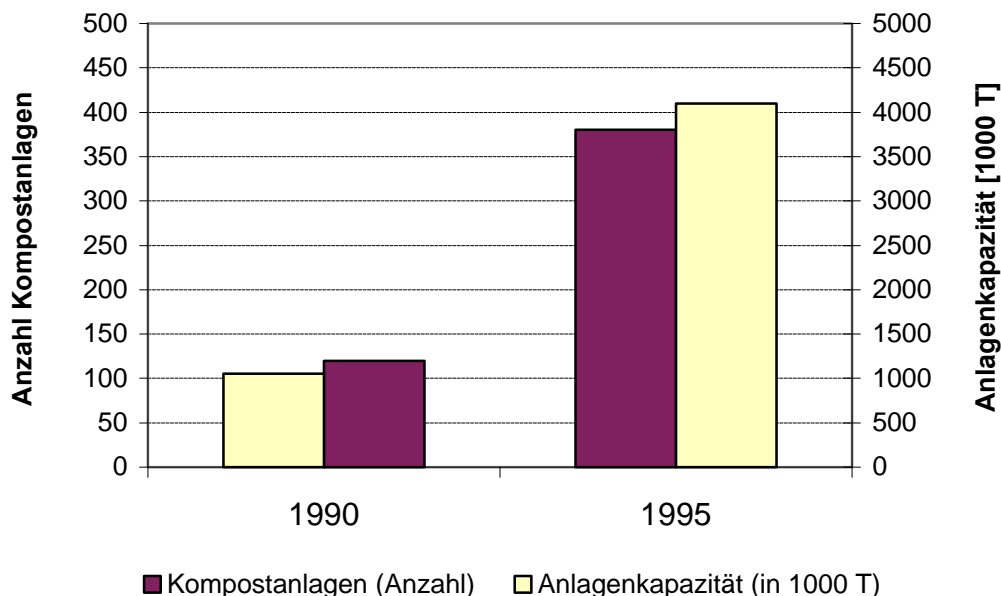
2.2 Der Stand der Bioabfallentsorgung in den Staaten der Europäischen Union (EU)

Europaweit betrachtet sind circa 20-45 % des Hausmülls kompostierbar. Davon können durch getrennte Sammlung schätzungsweise 35-100 kg Bioabfall pro Einwohner und Jahr real erfaßt werden (SCHUTTE et al., 1991).

Nach einer aktuellen Erhebung der Bundesgütegemeinschaft Kompost (BGK) beträgt das Potential an Bio-, Garten- und Parkabfällen bundesweit circa 12-14 Mio. Tonnen (BGK, 1995). Tatsächlich erfaßbar sind davon schätzungsweise 8-10 Mio. Tonnen. 1995 wurden in Deutschland bereits 4,1 Mio. Tonnen Bio-, Garten- und Parkabfälle verwertet. Daraus sind etwa 2 Mio. Tonnen Kompost produziert worden.

Seit 1990 sind jährliche Steigerungsraten um etwa 30 % zu verzeichnen (vgl. Abbildung 2). Derzeit befinden sich 385 Kompostanlagen in Betrieb. Davon werden 125 in den neuen Ländern und 260 in den alten Ländern betrieben (BGK, 1996). 58 %, also 223 dieser Anlagen, unterliegen der freiwilligen Gütesicherung durch die Bundesgütegemeinschaft Kompost. Bei den in Betrieb befindlichen Anlagen zeigt sich eine deutliche Häufung von Betrieben mit einem Jahresdurchsatz von 7.000 - 10.000 Tonnen Bioabfall pro Jahr (FEIDNER et al., 1994).

Abb. 2: Die Entwicklung der Kompostierung in Deutschland 1990-1995



Im Vergleich zu den übrigen EU-Mitgliedsstaaten liegt Deutschland mit einer Kompostproduktion von zur Zeit 2 Mio. Tonnen an erster Stelle. Das entspricht 45 % der tatsächlich produzierbaren Menge im Bundesgebiet. Nur die Niederlande (90 %) und Österreich (55 %) schöpfen ihr Potential an getrennt erfaßbarem und kompostierbarem Material stärker aus. Insgesamt wurde 1997 in den EU-Staaten eine Gesamtmenge von 4,1 Mio. Tonnen Kompost aus getrennt

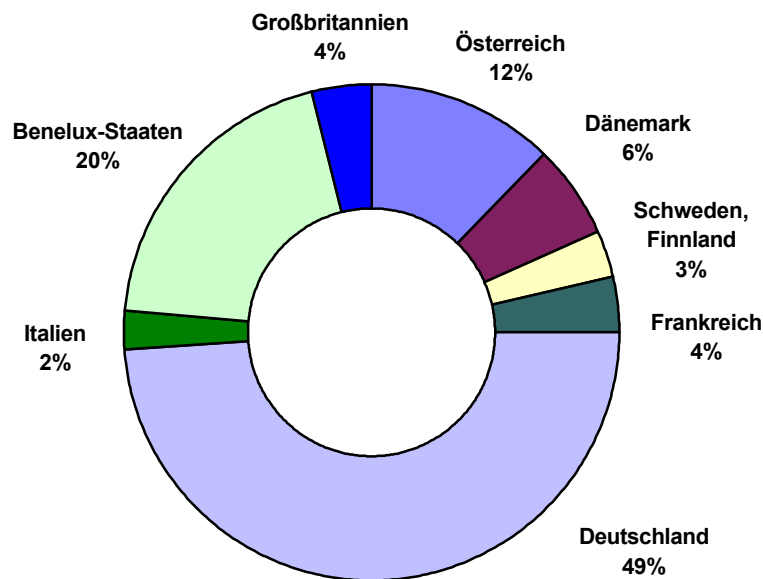
gesammeltem Bioabfall produziert. Das entspricht 6,8 % des vorhandenen Potentials in den EU-Mitgliedsstaaten.

Einen Überblick über die erfaßbare und tatsächlich kompostierte Menge an getrennt gesammeltem Bioabfall in der EU gibt die Tabelle 1 (DHV, 1997) bzw. die Abbildung 3 (S. 13).

Tab. 1: Überblick über die erfaßbare und bereits erfaßte und kompostierte Menge an getrennt gesammeltem Bioabfall in Mitgliedsstaaten der EU

EU-Mitgliedsstaaten	Geschätzte Menge erfaßbarem (in 1000 T pro Jahr)	Separat erfaßte und kompostierte Menge Bioabfall (in 1000 T pro Jahr)	Erfassungsrate (in %)	Kompostproduktion aus getrennt erfaßtem Bioabfall (in 1000 T pro Jahr)
Belgien	1 670	320	19,2	160
Dänemark	900	500	55,0	250
Finnland	700	70	10,0	30
Frankreich	14 500	400	3,0	150
Deutschland	9 000	4 000	45,0	2 000
Griechenland	1 650	0	0,0	0
Großbritannien				
* England/Wales	8 000	300	4,0	150
* Schottland	1 000	14	1,0	7
* N.-Irland	240	3	1,0	2
Irland	350	0	0,0	0
Italien	9 000	200	2,0	100
Luxemburg	50	7	14,0	3
Niederlande	2 000	1 800	90,0	650
Österreich	2 200	1 100	50,0	500
Portugal	1 200	0	0,0	0
Spanien	6 600	0	0,0	0
Schweden	1 500	250	16,0	100
Gesamt	60560	8 964	0,2	4 102

Abb. 3: Kompostproduktion aus separat erfaßtem Bioabfall in den EU-Mitgliedsstaaten (Gesamt: 4,1 Mio. Tonnen)



2.3 Allgemeines zur Kompostierung

Die Kompostierung organischer Abfälle ist eines der ältesten und natürlichsten Recyclingverfahren (FRICKE et al., 1991).

2.3.1 Geschichtlicher Rückblick

Unterschiedliche Quellen belegen, daß bereits um die Jahrhundertwende Küchenabfälle getrennt gesammelt und kompostiert wurden (HÖSEL, 1990; MERGNER, 1989).

Die ersten Kompostwerke wurden in Baden-Baden (1953), Blaubeuren (1953), Heidelberg (1954), Duisburg-Huckingen (1957) und Bad Kreuznach (1958) in Betrieb genommen (MACH, 1973).

1981 entstand in Würzburg als studentische Initiatividee die „Organische Müll-Abfuhr“ (OMA), die erstmals eine Getrenntsammlung und Kompostierung von Bioabfällen durchführte (FEIDNER et al., 1994). 1982 begannen die Versuche im Pilotprojekt "Grüne Biotonne Witzenhausen", das als erstes Projekt in der Bundesrepublik den flächendeckenden Anschluß an die Biotonne wagte.

Der bundesweite Startschuß für die Bioabfallkompostierung fiel in den Jahren 1985/86. In dieser Zeit etablierten sich 37 Projekte. Hierbei handelte es sich vor allem um Versuchsprojekte, an die jeweils weniger als 5.000 Einwohner angeschlossen waren (FRICKE et al., 1992-a).

Nach Angaben der BUNDESGÜTEGEMEINSCHAFT KOMPOST (1996) wurden zu Beginn des Jahres 1996 in 385 Kompostierungsanlagen in Deutschland rund 2 Mio. Tonnen Kompost her-

gestellt. Es ist zu erwarten, daß in den nächsten Jahren die Bioabfallsammlung im Bundesgebiet noch zunehmen und dadurch die produzierte Kompostmenge auf circa 4 Mio. Tonnen ansteigen wird.

2.3.2 Charakterisierung der Kompostierung

Die erfaßte Menge an Bioabfall hängt stark davon ab, wie man Bioabfall definiert. Variationen von „im wesentlichen Grünabfälle mit gewissen Beimengungen von Küchenabfällen und Knüllpapier“ bis „Mischungen aus Papier - Pappe - Küchenabfällen und gewissen Mengen an Grünabfällen“ sind denkbar (FEIDNER et al., 1994). ERNST (1988) definiert die Kompostierung folgendermaßen:

„Unter dem Sammelbegriff Kompostierung sind alle Abfallbeseitigungsverfahren zu verstehen, in denen organische Abfallstoffe durch vorwiegend im aeroben Bereich verlaufende mikrobielle Prozesse zersetzt und in ein Endprodukt überführt werden, das vor allem durch einen hohen Humusgehalt gekennzeichnet ist.“

Weitere Definitionen sind u.a. zu finden bei PETRIK (1993) und FRICKE et al. (1991).

Bei der Kompostierung handelt es sich um einen natürlichen Prozeß. Der Mensch unterstützt diesen Prozeß nur mit bestimmten technologischen Verfahren.

2.3.3 Aufgabe der Kompostierung

Laut der Technischen Anleitung (TA) Siedlungsabfall soll die Kompostierung folgende Aufgabe erfüllen (ANONYM, 1993):

„Die Kompostierung biologisch abbaubarer organischer Abfälle (Bioabfall, Klärschlamm, sonstige biologisch abbaubare, organische Abfälle) hat die Aufgabe, diese Abfälle in verwertbaren Kompost umzuwandeln.“

Welche Anforderungen ein „verwertbarer Kompost“ erfüllen muß, ist Inhalt des in Kürze rechtsverbindlichen Entwurfes zur Bioabfall-VO (BIOABFALL-VO, Fassung 11/97). Unter Gliederungspunkt 2.4 wird darauf noch näher eingegangen werden.

2.3.4 Der Kompostierungsprozeß

Der Ablauf der Kompostierung läßt sich in zwei Phasen, die sogenannte Intensiv-, Vor- oder Heißrottephase (Dauer je nach Kompostierungsverfahren Tage bis einige Wochen) und die Nachrottephase (Dauer circa 4-12 Wochen) unterteilen.

Wird mit dem organischen Abfall eine Miete aufgesetzt, so tritt aufgrund des isolierenden Effekts im Material ein Wärmestau ein, welcher zu einem Temperaturanstieg im Mieteninneren führt.

Das Temperaturmaximum und die Dauer der hohen Temperaturen hängen von verschiedenen Faktoren ab (VOGTMANN et al., 1989):

- Zusammensetzung der Rohstoffe
- Verfügbarkeit der Nährstoffe für die Mikroorganismen
- Größe der Miete
- Struktur des Materials (Partikelgröße)
- Durchlüftung der Miete
- Wassergehalt

Der wichtigste Faktor für eine erfolgreiche Kompostierung, ist die Zusammensetzung der Rohstoffe, d.h. der organischen Abfälle.

In erster Linie sind hierbei zu berücksichtigen: das Kohlenstoff/Stickstoff-Verhältnis (C/N-Verhältnis), die Feuchtigkeit und, mit dieser zusammenhängend, die Durchlüftung. Das optimale C/N-Verhältnis für Mischungen aus gärtnerischen und landwirtschaftlichen Abfällen für die Kompostierung liegt in den meisten Fällen zwischen 35 zu 1 und 25 zu 1. Ist es anfänglich größer, müssen die Mikroorganismen durch viele Lebenszyklen gehen, um den überschüssigen Kohlenstoff zu oxidieren. Die erforderliche Zeitspanne bis zum Abschluß der Rotte wird dadurch länger. Liegt das C/N-Verhältnis anfänglich unterhalb des Optimums, also kleiner als 25 zu 1, so treten erhebliche Stickstoffverluste auf.

Alle übrigen Elemente wie Phosphor, Kalium, Schwefel, Kalzium und Magnesium, sowie Spurenelemente, sind in organischer und anorganischer Bindung ausreichend vorhanden, um den mikrobiellen Stoffumsatz zu unterhalten (GRABBE, 1996).

Die Stoffumsatzleistungen während der Kompostierung laufen stets in gleicher Weise ab. Zu Beginn werden leicht verwertbare Kohlenstoff- und Stickstoffquellen durch eine thermophile, bakterielle Mischflora unter rascher Selbsterhitzung umgesetzt. Der mikrobielle Um- und Abbau der organischen Substanz, wird dabei von chemisch induzierten Reaktionen (Karamellisierung, Maillard-Reaktion) begleitet, die zu dunkelbraunen bis schwarzen Verfärbungen des Rottegemenges führen. Die starke Wärmebildung klingt ab, sobald die Mobilisation des Kohlenstoffes aus hochmolekularen Polymeren Zeit beansprucht. Diese Abbauleistung wird zum Großteil von mesothermophilen Pilze erbracht (GRABBE, 1996). Durch die jeweiligen Umstände begünstigte Artenkollektive entwickeln unter dem Einfluß von Antagonismen und Synergismen eine aktive Biomasse, die häufig durch Leitpopulationen geprägt ist (HAYES, 1968).

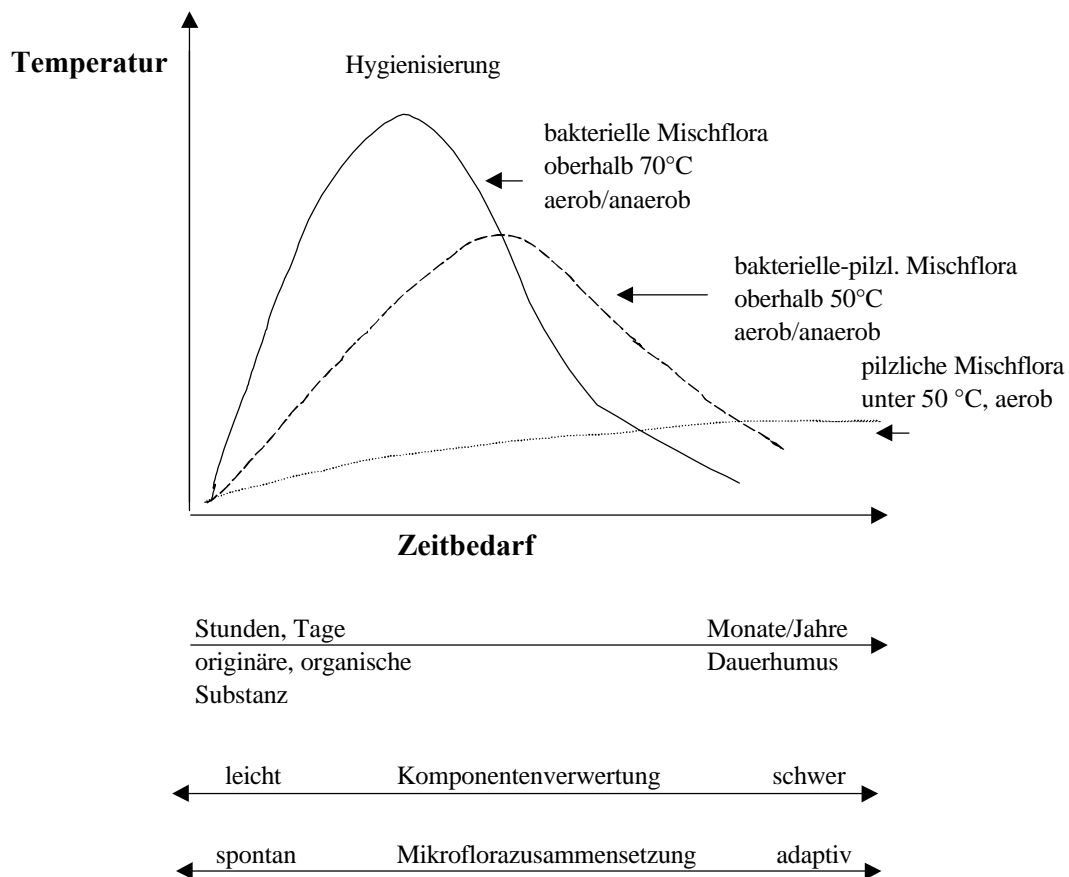
Unter aeroben Bedingungen führt der rasche, als Intensivrotte bezeichnete Abbau der leicht verwertbaren Substanzklassen, zu Kerntemperaturen zwischen 70-80 °C in den praxisüblichen Haufwerken. Diese Wärmeakkumulation tötet die vegetativen Stadien vieler Arten der Mikroflora ab, darunter auch solche, die sich nicht aus thermoresistenten Ruhestadien, z.B. Sporen, regenerieren können. In offenen Mieten sorgt der Temperaturgradient zum Außenklima dafür, daß jeder Durchmischungsprozeß zu einer Wiederherstellung der ursprünglichen Biozönose führt. In geschlossenen Anlagen mit Temperaturen größer 60 °C kann das Arten-

spektrum der Mikroflora so stark geschädigt werden, daß wichtige Stoffumsatzleistungen darunter leiden (JOOP, 1996).

Der Ligninabbau ist auf Temperaturen unter 50 °C beschränkt. Auch für andere spezielle Stoffwechselleistungen, wie die Methanbildung, die Nitrifikation und den Celluloseabbau, existieren Temperaturobergrenzen. Um eine ausreichende Hygienisierung, d.h. eine Abtötung von pathogenen Mikroorganismen, zu erreichen und trotzdem die Mikroflora zu schützen, die den Ligninabbau und die Huminstoffbildung bewirkt, muß vor allem in geschlossenen Rottesystemen die Hygienisierung im Bereich 55-60 °C und die Kompostreifung bei Temperaturen unter 50 °C erfolgen (LÄNDERARBEITSGEMEINSCHAFT ABFALL, 1995).

Die Vernetzung der Stoffumsatzleistungen im Verlauf der Kompostierung soll in Form der Abbildung 4 zusammengefaßt werden (nach GRABBE, 1996).

Abb. 4: Vernetzung der Stoffumsatzleistungen im Verlauf der Kompostierung



2.3.5 Kompostierungsverfahren

Allgemeiner Verfahrensablauf

Der allgemeine Verfahrensablauf der Kompostierung läßt sich in die drei folgenden, wesentlichen Bereiche unterteilen (FEIDNER et al., 1994):

- Anlieferung und Materialaufbereitung (Störstoffauslese, Zerkleinerung, Homogenisierung)
- Rottesysteme (Vor- oder Intensivrotte; Nachrotte)
- Konfektionierung und Vermarktung (Absiebung, Windsichtung)

Bioabfälle weisen unterschiedliche Verunreinigungsgrade auf. Nach der Anlieferung wird zu- meist eine manuelle Störstoffauslese durchgeführt.

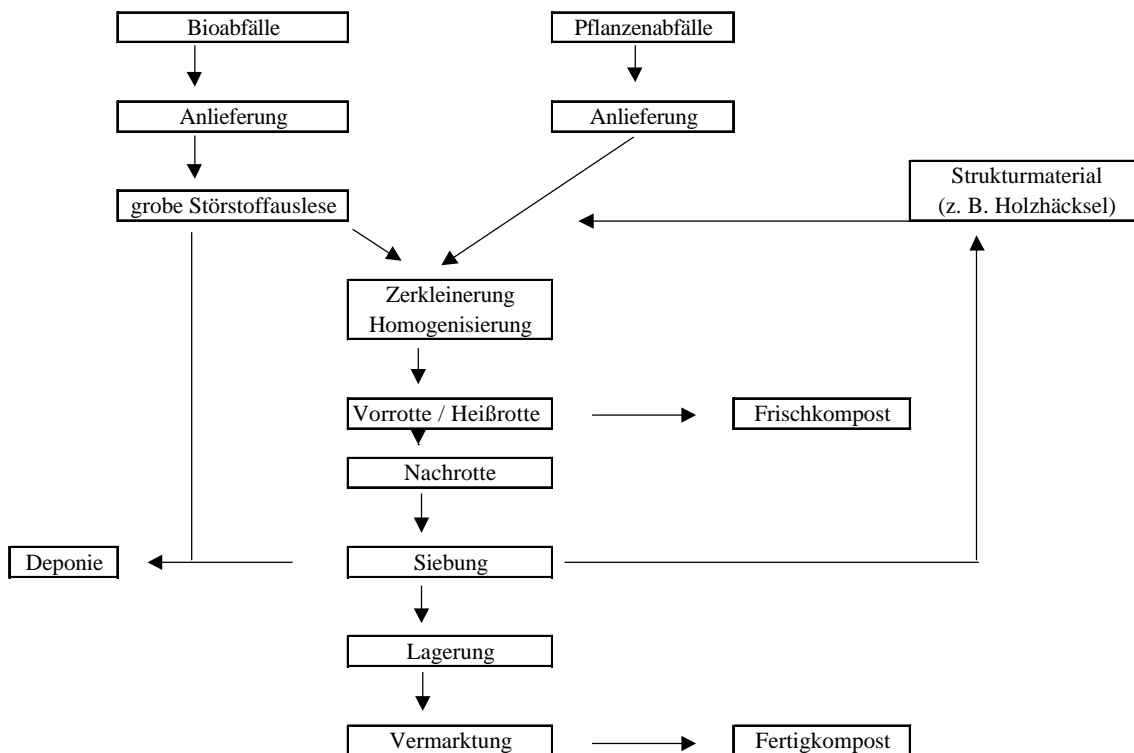
Danach werden die Bio- und Pflanzenabfälle zerkleinert, mit Strukturmaterial wie z.B. Holz- häcksel gemischt und der Rotte zugeführt.

Der eigentliche Unterschied der einzelnen Kompostierungsverfahren liegt in der Konzeption des jeweiligen Intensivrottesystems. Die Intensivrotte („Heißrotte“) der Kompostierung verläuft im thermophilen Temperaturbereich bei Temperaturen über 50 °C. Emissionen wie Sickerwasser und Geruch treten zum überwiegenden Teil in dieser Phase der Kompostierung auf. Dies begründet bei größeren Anlagen den Einsatz aufwendiger Intensivrotteverfahren zur Emissions- kontrolle und Rottesteuerung mit dem Ziel der Qualitätssicherung und der Verkürzung der Rottezeit.

Nach Beendigung der Intensivrotte kann der Kompost bereits als sogenannter „Frischkompost“ vermarktet werden. Bei allen Bemühungen, den Rotteverlauf zu beschleunigen und damit zu verkürzen, sollte berücksichtigt werden, daß auch Intensivrotteverfahren die notwendige Rotte- dauer nicht beliebig verkürzen können. Bei Einhaltung der für den Rotteprozeß günstigen Be- dingungen, muß zur Erzeugung von Fertigkompost eine Dauer von acht bis zwölf Wochen ver- anschlagt werden.

Die Reifephase des Kompostes (Nachrotte) findet in den meisten Fällen in einfachen Tafel- oder Dreiecksmieten statt. Der entstandene „Fertigkompost“ wird auf eine Partikelgröße von 10- 20 mm gesiebt. Der Siebrückstand wird entweder erneut als Strukturmaterial Bio- und Pflanzen- abfällen zugeführt, oder - ebenso wie die ausgelesenen Störstoffe - deponiert.

Durch die Umsetzung des organischen Abfalls entstehen aus 100 Gewichtsprozent (Gew.-%) Ausgangsmaterial etwa 46 Gew.-% Kompost. Die restlichen 54 Gew.-% verteilen sich zu 6 Gew.-% auf Siebrete und zu 48 Gew.-% auf Rotteverlust. Eine Skizze des allgemeinen Verfahrensablaufes bei der Kompostierung von Bio- und Grünabfällen wird in der Abbildung 5 (S. 18) dargestellt (nach FRICKE et al., 1991).

Abb. 5: Allgemeiner Verfahrensablauf der Kompostierung von Bio- und Grünabfällen

Darstellung der häufigsten Intensivrottesysteme

Die am häufigsten auf dem Markt angebotenen Kompostierungsverfahren können in die folgenden sieben Grundsysteme gegliedert werden (FEIDNER et al., 1994):

I Offene Mietenkompostierung (vgl. auch 3.2.1)

Ablauf: Das Ausgangsmaterial wird in Dreiecksmieten aufgeschüttet. Die Größe der Miete richtet sich nach der Art der Kompostrohstoffe und schwankt zwischen 1,5 und 4 m Basisbreite. Der Sauerstoffeintrag findet durch Diffusion und Umsetzen der Mieten statt (PETRIK, 1993).

Gesamtrottedauer: 3-6 Monate (Intensivrotte: ca. 4-6 Wochen)

II Gekapselte Mietenkompostierung

Ablauf: Der Bioabfall wird in einer Rottehalle eingehaust. Das Material wird zu großen Tafelmieten aufgesetzt, die mittels Druck- und Saugbelüftung belüftet werden. Das Umsetzen der Mieten erfolgt mit speziellen Umsetzaggregate.

Gesamtrottedauer: ca. 6-8 Wochen (Intensivrotte: ca. 2 Wochen)

III Trommelkompostierung

Ablauf: Das zu kompostierende Material wird in eine sich drehende Trommel eingebracht. Durch die Bewegung der Trommel kommt es zur Durchmischung, Zerkleinerung und Belüftung des Materials.

Gesamtrottedauer: ca. 6-8 Wochen (Verweilzeit in der Trommel: 1-7 Tage)

IV Boxen-/Container-/Zellenkompostierung (vgl. auch 3.2.2)

Ablauf: Bei allen drei Systemen erfolgt die Intensivrotte in einem abgeschlossenen, zwangsbelüfteten Raum mit vollständiger Abluftfäufung. Anschließend erfolgt meist eine mehrwöchige Nachrotte als offene Miete (PETRIK, 1993).

Gesamtrottedauer: ca. 8-12 Wochen (Verweilzeit in der Box: 7-12 Tage)

V Zeilen-/Tunnelkompostierung

Ablauf: Das Ausgangsmaterial wird in separaten Zeilen aufgesetzt, die nach oben offen (Zeilenkompostierung) oder geschlossen sind (Tunnelkompostierung). Jede Zeile wird separat belüftet und umgesetzt. Anschließend erfolgt eine mehrwöchige Mietenkompostierung.

Gesamtrottedauer: ca. 12 Wochen (Verweilzeit in Zeile bzw. Tunnel: 4-8 Wochen)

VI Brikollare-Verfahren (Preßling)

Ablauf: Der Bioabfall wird zu Formlingen gepreßt und auf Paletten in einer Rottehalle aufgesetzt. Der Wassergehalt der Preßlinge beträgt 50-60 Gew.-%. Nach einer mehrwöchigen Intensivrottephase trocknet das Material bis auf eine Restfeuchte von 20 Gew.-% aus. Der Preßling wird somit stabilisiert und als Frischkompost abgegeben. Zur Nachreifung des Materials, d.h. zur Herstellung von Fertigkompost, müssen die Preßlinge vermahlen und befeuchtet werden.

Gesamtrottedauer: 3-6 Wochen als Preßling bis zum Frischkompost (Nachrotte möglich)

VII Turmkompostierung

Ablauf: Intensivrotte in Türmen ähnlich der Klärschlammkompostierung.

Gesamtrottedauer: ca. 12 Wochen

2.4 Kompostqualität

2.4.1 Richtlinien und Anwendungsempfehlungen für Komposte

Gütegesichertem Bio- und Grünkompost mit hoher Qualität steht ein breites Spektrum pflanzenbaulicher Anwendungsbereiche offen. Der Pflanzenbau stellt über 95 % des potentiellen Marktes für die gewerblich hergestellten Komposte dar (BRUNS et al., 1994).

Eine entscheidende Voraussetzung für die Erzeugung qualitativ hochwertiger Komposte ist die Erfassung sortenreiner Kompostrohstoffe. Der Absatz des fertigen Kompostes ist nur dann möglich, wenn bestimmte Qualitätsanforderungen erfüllt werden.

Die TA-Siedlungsabfall schreibt in Verbindung mit der in Kürze rechtskräftigen Bioabfall-VO die Fremdüberwachung von Kompostierungsanlagen durch Gütegemeinschaften verbindlich vor. Zu nennen sind hier die Richtlinien für das Gütezeichen Blauer Engel RAL-ZU-45 (ANONYM, 1989) und das Gütezeichen der Bundesgütegemeinschaft Kompost RAL-GZ-251 (ANONYM, 1992). Diese Richtlinien sind bis zur Verabschiedung der Bioabfall-VO noch nicht gesetzlich verbindlich.

In den alten Bundesländern unterliegen 75 %, in den neuen Bundesländern 22 % aller Kompostierungsanlagen der Gütesicherung durch die Bundesgütegemeinschaft Kompost (BGK, 1996). Die Qualitätskriterien für Fertigkompost nach der RAL-GZ-251 lassen sich wie folgt zusammenfassen (nach DLG, 1995):

- *Seuchenhygienisch unbedenklich und frei von keimfähigen Samen und austriebsfähigen Pflanzenteilen*
Krankheitserreger für Mensch, Tier und Pflanze müssen, wenn im Ausgangsmaterial vorhanden, mit Sicherheit durch den Kompostierungsprozeß unschädlich gemacht werden. Die Prüfung des Rotteprozesses in Bezug auf die hygienisierende Wirkung, wird durch die Untersuchung von Leitkeimen überprüft (vgl. 2.4.4).
- *Gesamtgehalt an auslesbaren Fremdstoffen > 2 mm (z.B. Kunststoffe, Glas, Metalle, Verbundstoffe) < 0,5 Gew.-% in der Trockenmasse (TM)*
- *Anteil an Steinen > 5 mm darf 5 Gew.-% in der TM nicht übersteigen*
- *pflanzenverträglich, Nachweis durch Keimpflanzentest*
Als pflanzenverträglich werden Fertigkomposte bezeichnet, die folgende Anforderungen erfüllen (LAGA, 1995):
 - pflanzenverträglich im vorgesehenen Anwendungsbereich
 - frei von phytotoxischen Stoffen
 - bei der Anwendung nicht stickstofffixierend

- *Rottegrad IV oder V (Fertigkompost)*

Der Rottegrad von Kompost ist eine Kenngröße für die Umsetzung der biologisch leichter abbaubaren, organischen Substanz. Mit ihm wird der aktuelle Stand des Abbaugeschehens in Form einer Skala von I bis V gekennzeichnet. Der Rottegrad des Kompostes wird über die im Selbsterhitzungsversuch erreichte Maximaltemperatur definiert.

Als Frischkompost wird hygienisiertes, in intensiver Rotte befindliches oder zu intensiver Rotte fähiges Rottegut bezeichnet (Rottegrad I-III).

Als Fertigkompost wird hygienisierter, biologisch stabiler Kompost bezeichnet (Rottegrad IV und V). Tabelle 2 stellt die Einteilung der Rottegrade zusammenfassend dar:

Tab. 2: Einteilung der Rottegrade entsprechend den Maximaltemperaturen im Selbsterhitzungsversuch

Rottegrad	Temperatur max. (in °C)	Produktbezeichnung
I	> 60	Friskkompost
II	50-60	Friskkompost
III	40-50	Friskkompost
IV	30-40	Fertigkompost
V	< 30	Fertigkompost

- *Gehalt an organischer Substanz (Glühverlust) in der TM \pm 20 %*

Der Wert von Kompost als Bodenverbesserungsmittel wird durch seinen Gehalt an organischer Substanz bestimmt. Er wird als Glühverlust ermittelt.

- *Wassergehalt bei losem Kompost < 45 % der Frischmasse*

Ein zu hoher Wassergehalt fördert Fäulnisprozesse und dadurch Geruchsprobleme. Die Streufähigkeit wird vermindert, Transport- und Ausbringungskosten erhöhen sich. Ein zu trockener Kompost verursacht Staubemissionen.

- *Einhaltung der Richtwerte für Gesamtgehalte an Schwermetallen bezogen auf 30 % organische Substanz in der TM (vgl. 2.4.3).*

- *Deklarationspflichtige Parameter:*

Art (Kompost) und Zusammensetzung (hauptsächliche Ausgangsstoffe), Maximalkorn, Rohdichte, Salzgehalt, pH-Wert, Pflanzennährstoffe, organische Substanz, Nettogewicht oder Volumen, Vertreiber, sachgerechte Anwendung.

Die Anwendungsempfehlungen für Kompost fallen je nach Art der Flächennutzung und teilweise nach Bodenart recht verschieden aus. Die Tabelle 3 (S. 22) gibt einen Überblick über die Empfehlungen der Bundesgütegemeinschaft Kompost (nach REINHOLD, 1996).

Tab. 3: Empfehlungen der Bundesgütegemeinschaft Kompost zur Kompostanwendung

Anwendungsbereich	Bodenart	Empfohlene Gaben
Landwirtschaftlicher Pflanzenbau	alle	20-60 cbm/ha
Feldgemüsebau	alle	30-100 cbm/ha
Obstbau (Neuanpflanzungen)	Sandige Böden	50-120 cbm/ha
	Lehm- und Tonböden	80-150 cbm/ha
Rasensaat	alle	100-300 cbm/ha
Rekultivierung	alle	200-400 cbm/ha
Bodenschutz durch Mulchen	alle	200-700 cbm/ha
Substratanteil für Rasentragschichten	alle	15-25 Vol.%
Substratanteil für Oberboden	alle	20-30 Vol.%
Substratanteil für Blumenerde		20-50 Vol.%

2.4.2 Nährstoffwirkung von Komposten

Komposte enthalten alle für die Pflanzenernährung notwendigen Hauptnährstoffe wie Stickstoff, Phosphor, Kalium, Magnesium, Kalzium, sowie Spurennährstoffe wie Eisen, Mangan, Zink, Kupfer, Bor und Molybdän. Die Pflanzennährstoffe sind unterschiedlich pflanzenverfügbar. Für die Düngung wird unterschieden in (LAGA, 1995):

- analytischen Gesamtgehalt
- lösliche Gehalte
- düngewirksame Gehalte.

Auf der Basis der durchschnittlichen, mittleren Nährstoffgehalte für Grün- und Bioabfallkomposte und unter Berücksichtigung der unterschiedlichen Pflanzenverfügbarkeit der Nährstoffe, läßt sich anhand der Tabelle 4 die mittlere Nährstoffwirkung ablesen (nach REINHOLD, 1996).

Tab. 4: Berechnung der mittleren Nährstoffwirkung von Grün- und Bioabfallkomposten

Nährstoff	Mittlerer Gehalt im Kompost (in % TS)	Verfügbarkeit d. Nährstoffes (in % vom Gesamtgehalt)	Nährstoffbedarf (kg/ha/Jahr Nutzfläche)	Mögliche Vorratsdüngung (in Jahren)	Kompostgabe mit Nährstoffhöchstmenge (in t TS/ha)
Stickstoff	1,31	15	110	1	56,0
Phosphor	0,36	100	12	2	6,7
Kalium	1,13	100	120	1	10,6
Magnesium	0,44	100	40	2	18,2
Kalzium	1,97	100	300	3	45,7

2.4.3 Schadstoffbelastung von Komposten

Die organischen Reststoffe und Abfälle entstammen der garten-, land- und forstbaulichen Nutzung unserer im wachsenden Maße belasteten Umwelt. Bedingt durch den Schadstoffgehalt in den zu verwertenden organischen Abfällen treten in Bioabfallkomposten anorganische und organische Schadstoffe auf. Bei den anorganischen Schadstoffen sind neben den Salzen vor allem die Schwermetalle von Bedeutung (JAGER, 1989).

Aus diesem Grunde haben verschiedene Prüfungsinstanzen die folgenden Richtwerte (vgl. Tabelle 5) erlassen. Alle Werte sind normiert auf 30 % organische Substanz (Glühverlust) und werden in mg pro kg Kompost-Trockensubstanz (TS) angegeben. Im Vergleich dazu, wird der Bereich häufig gefundener Werte an Schwermetallen in Grün- und Bioabfällen aufgeführt (KRAUSS et al., 1996; DLG, 1995).

Tab. 5: Aktuelle Grenz- und Orientierungswerte verschiedener Prüfungsinstanzen für Schwermetalle in Grün- und Bioabfällen und häufig gefundene Werte im Vergleich

Schwermetalle (in mg/kg TS)	RAL- GZ-251	RAL- ZU-45	Bioabfall-VO (Entwurf 11/97)	Häufige gefundene Werte in Bioabfall	
				von (min.)	bis (max.)
Pb	150	100	150	50	100
Cu	100	75	100	30	60
Zn	400	300	400	150	350
Cr	100	100	100	25	60
Ni	50	50	50	10	30
Cd	1,5	1,0	1,5	0,1	1,0
Hg	1,0	1,0	1,0	0,1	0,5

In bezug auf die Richtwerte der Bioabfall-VO und des RAL-GZ-251 Kompost ergibt sich eine maximale Annäherung der mittleren Cadmiumgehalte bis zu 67 % des Grenzwertes. Die übrigen Schwermetalle liegen im Durchschnitt bei etwa 30-50 % des vorgeschlagenen Richtwertes. Mögliche Einschleppungsquellen für Schwermetalle in Bioabfällen sind (KRAUSS et al., 1996):

- *Fehleinwürfe im Bioabfall aus Haushalten:*
z.B. Blei aus Folien von Flaschenkapseln; Kupferdraht; Zink, Quecksilber, Cadmium, und Nickel aus Batterien.
- *stoffspezifische Einträge:*
z.B. Blei, Chrom, Cadmium aus Mischpapier; Holzschutzmittel.
- *Hintergrundbelastung von pflanzlichem Gewebe und von Gesteins- bzw. Bodenmaterial*
- *Stäube:*
können z.B. Blei, Kupfer, Zink, Nickel, Chrom, Cadmium und Quecksilber enthalten.

- *Kraftfahrzeugverkehr:*

z.B. Zink aus Tanks, Leitungen und Schrauben; Cadmium aus Dieselölen.

Im Bereich der organischen Schadstoffe sind vor allem die polychlorierten Biphenyle (PCB), die polycyclischen, aromatischen Kohlenwasserstoffe (PAK) und die polychlorierten Dibenzodioxine (PCDD) bzw. die polychlorierten Dibenzofurane (PCDF) von Bedeutung.

PCB finden in Hydraulikflüssigkeiten, Klimaanlage, Imprägniermitteln, Dielektrika, Dichtungs-, Lösungs- und Flammenschutzmitteln oder als Weichmacher in Lacken Anwendung (FIEDLER, 1993). Darüber hinaus wird PCB in industriellen Verbrennungsanlagen frei.

PAK entstehen vor allem bei der unvollständigen Verbrennung von fossilen organischen Energieträgern (Kraftwerke, Hausbrand, Autoverkehr) und können über den Luftpfad weiträumig verbreitet werden (SPITELLER, 1996).

PCDD/PCDF treten als unerwünschte Kontaminanten in einer Vielzahl von industriellen und thermischen Prozessen auf. Im weitesten Sinne sind alle Verbrennungsprozesse Hauptbildungswege für PCDD und PCDF. Unter geeigneten Vorraussetzungen, insbesondere in einem Temperaturbereich von ca. 300 °C, können hohe Mengen dieser toxischen Substanzen gebildet werden. Der Hauptkontaminationspfad für oberirdische Pflanzenteile besteht in der atmosphärischen Deposition, beispielsweise auf der Blattoberfläche (FIEDLER, 1993).

Die mittleren Gehalte an PCB in Grün- und Bioabfallkomposten liegen nach POLETSCHNY (1994) um circa 0,1 mg/kg Trockensubstanz (TS) und an PAK um ca. 3,6 mg/kg Trockensubstanz. FRICKE et al. (1992-b) stellt die Durchschnittswerte von PCB, PAK und PCDD/PCDF-Gehalten in Komposten unterschiedlicher Herkunft folgendermaßen dar (vgl. Tabelle 6):

Tab. 6: Durchschnittliche PCB, PAK und PCDD/PCDF-Gehalte in Komposten unterschiedlicher Herkunft

Schadstoff	Biokompost	Grünlandkompost	Naßmüllkompost	Gesamt-müllkompost
PCB (in mg/kg TS)	0,259	0,177	0,938	1,435
PAK (in mg/kg TS)	1,707	1,560	3,370	4,412
PCDD/PCDF (in ng TEF/kg TS)	12,07	10,58	80	103

TEF: Toxizitätsäquivalentfaktor (MARQUARDT & SCHÄFER, 1994)

Für Komposte existieren keine verbindlichen Grenzwerte für organische Schadstoffe. In Anlehnung an die Klärschlammverordnung (1992) werden 0,2 mg/kg TS PCB und 17 ng TEF/kg TS PCDD/PCDF als Richtwerte für organische Schadstoffe in Bioabfallkompost vorgeschlagen (SPITELLER, 1996).

Die Konzentration organischer Schadstoffe in Komposten kann durch die Biosynthese einzelner Substanzen während des Rotteprozesses erhöht werden. Das betrifft insbesondere die PAK und die Phenole, da während der Kompostierung eine mikrobiologische Bildung von Benzo(a)pyren (VERSCHUEREN, 1983), Fluoranthen (SITTIG, 1980) und Phenol (JORDAN et al., 1979) nicht ausgeschlossen werden kann.

Während die ausschließlich aus anthropogenen Belastungen stammenden PCB die genannten Richtwerte für Bioabfallkomposte selten überschreiten, sind bei den auch biosynthetisierbaren PAK Überschreitungen möglich (REINHOLD, 1996).

2.4.4 Seuchen- und phytohygienische Unbedenklichkeit von Komposten

Die seuchen- und phytohygienische Unbedenklichkeit der Produkte, stellt nach übereinstimmender Ansicht der Experten eine unmittelbare Voraussetzung für die Verwertung von Komposten, gleich welchen Ausgangsmaterials, dar (BRUNS et al., 1994). Bei der Mischmüll- und Klärschlammkompostierung, bezogen sich die hygienischen Anforderungen weitgehend auf human- und veterinärhygienisch bedenkliche Keime (STAIB, 1992; FARRELL, 1993; STRAUCH, 1994). Mit der Einführung einer flächendeckenden Sammlung von Bio- und Grünabfällen hat sich die Ausgangssituation jedoch grundsätzlich verändert. Die bei der sortenreinen Erfassung organischer Reststoffe eingesammelten Pflanzenrückstände, sind Wirtspflanzen für ein breites Spektrum phytopathogener Erreger. Im Gegensatz zur früheren Verwendung von Komposten aus gemischten Siedlungsabfällen, z.B. zur Deponieabdeckung, besteht somit viel eher die Gefahr der Verschleppung von Phytopathogenen, wenn ein Erregerkreislauf nicht durch Maßnahmen in der Kompostierungsanlage unterbrochen wird.

Die Suppression phytopathogener Pilze im Rotteverlauf

Die Überlebensfähigkeit von Pathogenen während des Kompostierungsprozesses wurde bereits sehr intensiv untersucht.

Der Hygienisierungseffekt des Kompostierungsprozesses ist größtenteils abhängig von der Rottedauer und der Rottetemperatur, diese wiederum vom Wassergehalt, von der Durchlüftung und dem pH-Wert (STRAUCH, 1994). Die Temperatur, in Verbindung mit einem ausreichenden Wassergehalt während des Kompostierungsprozesses, gilt als der entscheidende Faktor für die Inaktivierung von pilzlichen Pathogenen (BUDZIER, 1955; HOITINK et al., 1976; YLIMÄKI et al., 1983; YUEN & RAABE, 1984; BOLLEN, 1985-a, 1985-b und 1989; LOPEZ-REAL & FOSTER, 1985; HERRMANN et al., 1994). Dem Feuchtegehalt kommt bei der Abtötung phytopathogener Organismen eine entscheidende Bedeutung zu, da die Letaltemperaturen bei trockener Hitze erheblich höher liegen können (YLIMÄKI et al., 1983).

Zudem wird der Einfluß von toxischen Substanzen wie beispielsweise organischen Säuren bzw. Antibiotika aus dem mikrobiellen Stoffwechsel (BOLLEN et al., 1989 bzw. KTBL, 1997) und antagonistische Effekte innerhalb der Mikroflora diskutiert (HOITINK et al., 1986). Zur Eliminierung von Schadorganismen werden Mindestwerte von 55-65 °C bei 12-21 Tagen Einwirkdauer als erforderlich angesehen (BOLLEN, 1993; HERRMANN et al., 1994). STRAUCH (1994) fordert wegen der relativ höheren Resistenz von phytopathogenen Mikroorganismen und Pflanzensamen eine Temperatur von 55- 60 °C für mindestens 4-6 Wochen.

Ein hoher Anteil an organischer Substanz, wie er auch in Biomüllkomposten die Regel ist, kann sich ebenfalls bereits suppressiv auf die Entwicklung phytopathogener Schaderreger auswirken (BOCHOW et al., 1970).

BOLLEN (1985-b) untersuchte die Überlebensfähigkeit von 25 pflanzenpathogenen Pilz-, Bakterien-, Nematoden- und Virusarten. Die Mehrzahl der Pathogene überlebte den Kompostierungsprozeß nicht. Selbst Dauersporen von *Plasmodiophora brassicae* wurden während der Heißrottephase abgetötet, konnten aber die Nachrottephase mit Temperaturen unter 50 °C überdauern.

Alle getesteten Pathogene zeigten eine höhere Temperaturtoleranz unter Laborbedingungen, als unter den Temperatur-, Feuchte- und mikrobiellen Diversitätsbedingungen einer Kompostmiete. *Pseudomonas phaseolicola* und *Botrytis cinerea* wurden bei Durchschnittstemperaturen von 54 °C innerhalb von 72-96 Stunden inaktiviert. *Plasmodiophora brassicae* und das *Tabak-Nekrose-Virus* (TNV) konnten bei Temperaturen um 75 °C nach 24 Stunden nicht mehr aus einer Kompostmiete isoliert werden (LOPEZ-REAL et al., 1985).

Es gibt auch Beispiele dafür, daß Pathogene unter subletalen Temperaturen während des Kompostierungsprozesses abgetötet wurden (LOPEZ-REAL et al., 1985; BOLLEN et al., 1989). Solche Effekte werden auf die Anwesenheit toxischer Substanzen zurückgeführt, die vor allem in den ersten Phasen der Kompostierung und unter anaeroben Bedingungen gebildet werden können (REISINGER et al., 1992).

Antagonistische Effekte der Mikroflora während der Reifung des Kompostes, können ebenfalls eine nicht zu unterschätzende Rolle bei der Unterdrückung phytopathogener Mikroorganismen spielen (HARDY et al., 1995).

Prüfmethoden

Bei den bisher im Bereich der Bio- und Grünabfallkompostierung durchgeführten Untersuchungen zur Phytohygiene wurde deutlich, daß insbesondere unter ungünstigen Rottebedingungen, bei mangelhafter Prozeßsteuerung und bei sehr widerstandsfähigen Phytopathogenen, in einzelnen Fällen Erreger den Rotteprozeß überdauern konnten und infektiös blieben (BOLLEN et al., 1989; HERRMANN et al., 1994; LOPEZ-REAL, et al., 1985). Es ist daher notwendig, Methoden zu entwickeln, die zumindest die wichtigsten Gruppen phytopathogener Erreger, deren mögliche Erfassung über die getrennte Sammlung, die Überlebensfähigkeit unter Praxisbedingungen der Kompostierung und das von diesen Erregern ausgehende Gefährdungspotential

bei der Kompostanwendung, untersuchen. Solche phytohygienischen Prüfmethoden fehlten bisher weitgehend. Die von KNOLL et al. (1980) für die Mischmüllkompostierung auch bezüglich der Abtötung von Pflanzenkrankheitserregern entwickelten Untersuchungsmethoden sind nur eingeschränkt auf die Bioabfallkompostierung übertragbar.

Nach Vorgabe der letzten Fassung der Bioabfall-VO (1997) wird die seuchen- und phytohygienische Unbedenklichkeit von Komposten folgendermaßen verbindlich geregelt:

Unterschieden wird dabei zwischen einer direkten Prozeßprüfung anhand ausgewählter Indikatororganismen, einer indirekten Prozeßprüfung in Form von fortlaufenden Temperaturkontrollen und einer regelmäßigen Produktprüfung des Endproduktes Kompost.

Direkte Prozeßprüfungen sind erforderlich bei der Prüfung neuer Verfahren, wesentlichen Veränderungen in der Prozeßführung, Anlagen ohne Hygieneproofung während der letzten 5 Jahre (Prototyp/Baumusterprüfung) und bei der Inbetriebnahme von Kompostierungs- und Vergärungsanlagen (Inbetriebnahmeprüfung). Während der direkten Prozeßprüfung werden die folgenden Leit- oder Indikatororganismen in die Anlagen eingebracht und die Überlebensrate nach der Heißbrotphease des Kompostierungsprozesses untersucht.

Als Prüforganismen wurden Arten ausgewählt, die als besonders widerstandsfähig gelten (ALTMAN et al., 1973). Für die Überprüfung der seuchenhygienischen Unbedenklichkeit wurde der folgende Prüforganismus ausgewählt:

Prüforganismus:

Salmonella senftenberg W. 775 H₂S-neg.

Richtwert im Biotest:

kein positiver Befund, völlige thermische Inaktivierung

Für die Überprüfung der phytohygienischen Unbedenklichkeit wurden folgende drei Prüforganismen ausgewählt:

Prüforganismen:

Tabak-Mosaik-Virus

Plasmodiophora brassicae (Kohlhernie)

Tomatensamen

Richtwert im Biotest:

≤ 8 Läsionen/Pflanze

Befallsindex ≤ 0,5

≤ 2 % keimfähige Samen/Probe

Wird die direkte Prozeßprüfung bestanden, müssen im Anschluß daran, außer einer fortlaufenden Temperaturkontrolle (= indirekte Prozeßprüfung), mehrmals im Jahr Endproduktkontrollen durchgeführt werden. Die Anzahl der geforderten Proben variiert in Abhängigkeit vom Anlageninput.

Ein Kompost gilt nach dieser Richtlinie dann als seuchen- und phytohygienisch unbedenklich, wenn er frei ist von Salmonellen, keimfähigen Samen und austriebsfähigen Pflanzenteilen.

In Tabelle 7 (S. 28), wird der Prüfungsumfang zum Nachweis der seuchen- und phytohygienischen Unbedenklichkeit bei Kompostierungs- und Anaerobanlagen nochmals zusammengefaßt.

Tab. 7: Prüfungsumfang des Nachweises der seuchen- und phytohygienischen Unbedenklichkeit bei Kompostierungs- und Anaerobanlagen
(nach Bioabfall-VO, Fassung 11/97, Anlage 2, Tabelle 1)

Qualitätsparameter	direkte Prozeßprüfung	indirekte Prozeßprüfung	Produktprüfung
Seuchen- und phytohygienische Unbedenklichkeit	Kontrolle des Wirkungsgrades des Verfahrens	Fortlaufende Temperaturkontrolle	Endproduktkontrolle
Seuchen- und Phytohygiene	<ul style="list-style-type: none"> - neu errichtete Kompostierungs- und Vergärungsanlagen (innerhalb von 12 Monaten nach Inbetriebnahme) - bereits geprüfte Anlagen bei Einsatz neuer Verfahren oder wesentlicher Änderung der Verfahren/Prozeßführung (bis innerhalb von 12 Monaten nach Einsatz/Änderung) - bestehende Anlagen ohne Hygieneprüfung der Anlage oder des Verfahrens innerhalb der letzten fünf Jahre vor Inkrafttreten dieser VO (bis innerhalb von 18 Monaten nach Inkrafttreten) 	<ul style="list-style-type: none"> - kontinuierliche Temperaturmessung an drei repräsentativen Stellen im Hygienisierungsbereich. - prüffähige Aufzeichnung von Daten (Umsetztermine, Feuchtigkeitsgehalt, Befüllung, Entleerung etc.) 	regelmäßige Prüfung des abgabefertigen Kompostes und Gärrückstandes auf hygienische Unbedenklichkeit
Anzahl der Untersuchungsgänge	2 Untersuchungsgänge bei offenen Anlagen einer im Winter	Permanente, nachprüfbare Aufzeichnung (5 Jahre Aufbewahrung)	kontinuierlich über ein Jahr verteilt mindestens jedoch: <ul style="list-style-type: none"> - unter 3000 t Jahresinput: halbjährl. - über 3000 t Jahresinput: vierteljährl.
Anzahl der Prüforganismen	Seuchenhygiene (1 Testorganismus) <i>Salmonella senftenberg W775</i> Phytohygiene (3 Testorganismen) <i>Plasmodiophora brassicae</i> Tabak-Mosaik-Virus Tomatensamen		Seuchenhygiene 50 g Kompost oder Gärrückstand, frei von Salmonellen Phytohygiene keimfähige Samen und austriebsfähige Pflanzenteile; weniger als 2 pro Liter Prüfsubstrat
Probenzahl/ Untersuchungsgang	(halbe Probenzahl bei kleinen Anlagen unter 3000 t/Jahr) Seuchenhygiene: 24 Phytohygiene: 36		<ul style="list-style-type: none"> - unter 3000 t Input: 6 Proben/Jahr - über 3000 t Input: 6 Proben/Jahr und eine weitere Probe je 1000 t - über 6500 t Input: 12 Proben/Jahr und eine weitere Probe je 3000 t
Gesamtsumme	60		

3 Material und Methoden

3.1 Beschreibung der Versuchsanlagen

Die folgenden beiden Versuchsanlagen mit unterschiedlichen Kompostierungsverfahren wurden beprobt:

3.1.1 Jessen GmbH - Offene Mietenkompostierung

Die Firma Jessen GmbH kompostiert Bio- und Grünabfälle mit dem Verfahren der offenen Mietenkompostierung.

Dabei wird das Ausgangsmaterial in Dreiecksmieten aufgeschüttet, wobei deren Größe sich nach der Art der Kompostrohstoffe und den vorhandenen Umsetzaggregaten richtet und zwischen 1,5 und 4 m Basisbreite schwankt. Der Sauerstoffeintrag findet durch Diffusion und Umsetzen der Mieten statt (PETRIK, 1993). Durch mehrmaliges Umsetzen während der Vorrotte, wird gleichzeitig eine gleichmäßige thermische Hygienisierung gewährleistet. Die Gesamtrottedauer beläuft sich je nach Umsetzhäufigkeit während der Vor- und Nachrotte auf drei bis sechs Monate (FRICKE et al., 1991).

Folgende Daten der beprobten Versuchsmieten sind von Bedeutung (nach betriebsinternen Angaben und WIEMER et al., 1996):

Hersteller:	Kommunal- und Industrieentsorgung Jessen GmbH, Großkorgaer Straße, 06928 Schweinitz	
Inbetriebnahme:	Oktober 1993	
Kapazität/Durchsatz	2.700 t (1995)	
	Gesamtinput pro Miete: ca. 89 Tonnen	
	70 % Bio- und Grünabfälle	
	30 % Strukturmaterial (Holzhäcksels und Siebüberstand)	
Umsetzhäufigkeit:	während der Vorrotte: wöchentlich	
	während der Nachrotte: ca. alle 3 Wochen	
Probennahmetermine:	Versuchsreihe 1:	10.02.1995: nach 8wöchiger Vorrotte
	(Winter/Frühjahr)	07.04.1995: nach 8wöchiger Nachrotte
	Versuchsreihe 2:	26.09.1995: nach 8wöchiger Vorrotte
	(Herbst/Winter)	07.11.1995: nach 6wöchiger Nachrotte

Während der Vorrotte wurden über mehrere Wochen Temperaturen bis zu 70 °C erreicht. In dieser Rottephase war die Miete überdacht. Die Nachrotte verlief ohne Überdachung. Der Fertigkompost besaß den Rottegrad 5 (Probenahme-Protokoll der Bundesgütegemeinschaft Kompost, nach Maßgabe der LAGA M10).

3.1.2 Deponie Parkentin - Herhof-Rottebox

Auf der Deponie Parkentin erfolgt die Vorrotte (Intensivrotte) in Rotteboxen der Firma Herhof. Die Boxen sind abgeschlossene, zwangsbelüftete Räume mit vollständiger Abluftfassung und einem Fassungsvermögen von 60 m³. Die Steuerung der rottespezifischen Parameter Temperatur, CO₂- und O₂-Gehalt, ist mittels Luftzufuhr durch Belüftungsdüsen im Reaktorboden möglich. In dem geschlossenen System können der Rotteverlauf überwacht und die Emissionen kontrolliert werden. Entstehendes Sickerwasser und Kondensat werden erfaßt und zurückgeleitet bzw. entsorgt. Die Abluft wird durch Biofilter gereinigt (PETRIK, 1993). Der derart gesteuerte Rotteprozeß erfolgt meist über einen Zeitraum von ca. 7-12 Tagen. Nach dieser Vorrotte wird der anschließende Rotteprozeß auf Dreiecks- oder Tafelmieten nach dem Mietenverfahren weitergeführt. Die gesamte Rottedauer beträgt ca. 8-12 Wochen (NORDHAUS, 1992).

Folgende Daten der beprobten Versuchsmieten sind von Bedeutung (nach betriebsinternen Angaben und WIEMER et al., 1996):

Hersteller:	Stadtentsorgung Rostock, Deponie Parkentin, Deponiestraße 1 18209 Bad Doberan	
Inbetriebnahme:	Oktober 1993	
Kapazität/Durchsatz:	6.600 t (1995) Gesamtinput (pro Box): ca. 30 t 70 % Bio- und Grünabfälle 30 % Strukturmaterial (Holzhäcksels und Siebüberstand)	
Umsetzhäufigkeit:	während der Vorrotte: keine Rottegutbewegung während der Nachrotte: ca. alle 14 Tage	
Probennahmetermine:	Versuchsreihe 1:	04.01.1995: nach 8tägiger Vorrotte (Box) (Winter/Frühjahr) 30.03.1995: nach 12wöchiger Nachrotte
	Versuchsreihe 2:	04.10.1995: nach 8tägiger Vorrotte (Box) (Herbst/Winter) 18.12.1995: nach 11wöchiger Nachrotte

Die Intensivrottephase (Vorrotte) in der Box dauerte 8 Tage. Dabei wurden während vier Tagen Temperaturen von ca. 65 °C erreicht (Abluftmessung: ca. 60 °C). Die Nachrottephase des Frischkompostes als offene Miete betrug ca. 12 Wochen. Der Fertigkompost besaß den Rottegrad 5 (Probenahme-Protokoll der Bundesgütegemeinschaft Kompost, nach Maßgabe der LAGA M10).

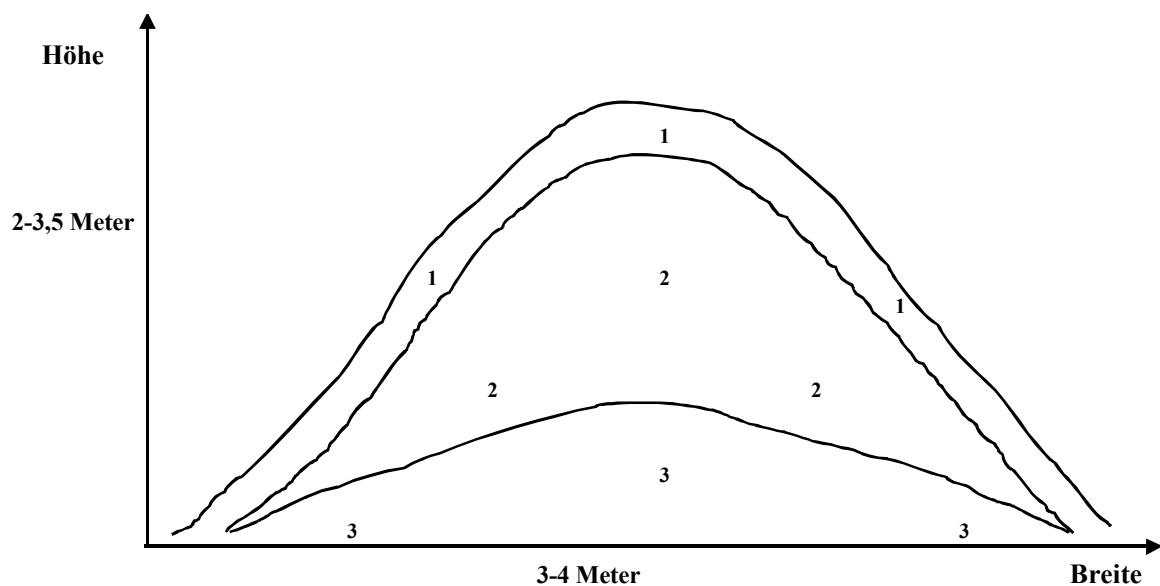
3.2 Versuchsaufbau und -durchführung

3.2.1 Probenahme

Das Probenmaterial wurde aus beiden Herstellungsverfahren nach der jeweiligen Vor- und der Nachrottephase entnommen (vgl. Probenahmeterminen unter Punkt 3.2.1 bzw. 3.2.2). Von Rand-, Hauptrotte- und Kernzone der Kompostmieten wurden stichprobenartig an mehreren Stellen insgesamt jeweils 4-5 kg Probenmaterial pro Rottezone entnommen und in Polyethylen-Kunststoffbeutel verpackt. Die Proben der Randzone wurden aus der äußersten Mieten-schicht (0-50 cm vom Mietenrand bzw. der Boxenwand), die Proben der Hauptrottezone aus dem Mietenmittelpunkt und die Proben der Kernzone in einem Abstand 10 cm vom Mietengrund bzw. dem Boden der Rottebox entnommen.

Zur besseren Übersicht zeigt die Abbildung 6 einen Mietenquerschnitt mit den beschriebenen Rotte-zonen (BUNDESGÜTEGEMEINSCHAFT KOMPOST, 1993).

Abb. 6: Rotte-zonen einer Kompostmiete



- | | |
|-------------------|---|
| 1 Randzone: | Zone mit Abstand vom Mietenrand 0-50 cm bzw. bis zu einer Temp. von 55 °C |
| 2 Hauptrottezone: | Zone mit Maximaltemperatur im Mieteninneren |
| 3 Kernzone: | Zone über dem Mietengrund mit starker Rottegutverdichtung |

3.2.2 Analyse der Pilzflora

Zur Untersuchung der Pilzflora wurde das Probenmaterial unter der Sterilbank bis zur Rieselfähigkeit getrocknet, im Überkopfschüttler homogenisiert und die Kompostpartikel auf eine Größe von 0,5-0,63 mm gesiebt (SAUTHOFF et al., 1994). Bei sehr stark reduziertem Pilzspektrum, d.h. wenn aus weniger als 50 % der Kompostpartikel Pilze auswuchsen, wurden zusätzlich Partikel von 2 mm Durchmesser für die Untersuchungen verwendet (Ergebnisse siehe Anhang: Tabellen 37-39 S. 109 f).

Jeweils 20 Kompostpartikel pro Rottezone, d.h. je 1 Kompostpartikel pro Petrischale, wurden auf SNA-Agar mit Antibiotika ausgelegt und zuerst eine Woche bei 17 °C im Dunkeln und anschließend eine Woche unter UV-Licht bei 20 °C inkubiert. Danach wurden die Petrischalen unter Laborbedingungen bei 20 °C und Tageslicht aufbewahrt. Die Bonitur der Pilzflora erfolgte nach zwei, vier und sechs Wochen (SAUTHOFF et al., 1994).

Um ein möglichst breites Artenspektrum zu erfassen, kam zusätzlich 5%iger Möhrensaftagar mit Antibiotika bzw. Möhrenschnitzelagar zur Oomycetenuntersuchung zum Einsatz. Hierzu wurde der Frisch- bzw. Fertigkompost mit sterilem Leitungswasser angefeuchtet, jeweils 28-32 mg feuchtes Probenmaterial mittels einer Amalgamspritze auf Petrischalen mit Möhrensaft-Antibiotikaagar aufgebracht (20 Einzelproben pro Rottezone) und 48 Stunden bei 25 °C inkubiert. Danach wurden die Petrischalen unter Laborbedingungen aufbewahrt. Die Bonitur der Oomyceten erfolgte aufgrund des raschen Wachstums nach zwei und sieben Tagen (abgewandelt nach BRUGGEN & ARNESON, 1986).

Insgesamt wurden zur Analyse des Pilzspektrums 960 Proben untersucht.

Nährböden und Reagenzien (Rezepturen siehe Anhang, S. 107f)

Bei der Herstellung der verwendeten Nährböden wurden destilliertes Wasser und Agar gemischt und im Dampftopf bei 90-100 °C gelöst. Salze und Nährstoffe wurden separat in kaltem Wasser gelöst und dem Agar zugefügt. Anschließend wurden die Nährböden, wenn nicht anders vermerkt, 20 min. bei 120 °C autoklaviert.

Unsteriles Material, beispielsweise Kompost oder Pflanzenteile, von dem Pilze isoliert werden sollten, wurde zur Unterdrückung des Bakterienwachstums auf folgende Nährboden ausgelegt:

- Synthetischer, nährstoffarmer Agar mit Antibiotika - SNA-A (NIRENBERG, 1976)

Zur Isolation speziell von Oomyceten aus unsterilem Material wurde verwendet:

- Möhrensaftagar - 5 % mit Antibiotika (KRÖBER, 1985)

Zur weiteren Kultivierung bzw. Bestimmung der Reinkulturen wurden eingesetzt:

- Czapek's Solution Agar - CZ (RAPER & THOM, 1949)
- Czapek yeast extract agar - CZY (PITT, 1973)
- Malt extract agar - MEA (PITT, 1973)

Dieser Agar wurde speziell zur Bestimmung von *Penicillium*- und *Aspergillus*-Arten verwendet.

- Malt extract agar - MEA (MERCK 5398)
- Möhrensaftagar - 5 % (KRÖBER, 1985)
- Möhrensaftagar - 1 % (KRÖBER, 1985)
- Möhrenschnitzelagar (KRÖBER, 1985)
- Potato Dextrose Agar -PDA (DIFCO 13-176)
- Spurenelementlösung (FRISVAD & FILTENBORG, 1983)

Die Zugabe von 1 ml Spurenelementlösung pro Liter Agar soll untypisches Koloniewachstum bzw. Koloniefarbe der Pilzkulturen verhindern. Diese Spurenelementlösung wurde v.a. bei der Kultivierung und Bestimmung von *Penicillium*- und *Aspergillus*-Arten eingesetzt (MEA, CZY, CZ).

3.2.3 Überprüfung der Pflanzenverträglichkeit der untersuchten Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen

Als Kultursubstrate wurden die folgenden Mischungen I-III aus Landerde vom Versuchstandort Blumenberg der Humboldt-Universität zu Berlin und Kompost der verschiedenen Rottezonon im Verhältnis 1 zu 1 hergestellt:

- I Kompost der Mietenrandzone gemischt mit Landerde
- II Kompost der Hauptrottezone gemischt mit Landerde
- III Kompost der Mietenkernzone gemischt mit Landerde
- IV Kontrolle: 100 % Landerde

Um möglichst praxisnahe Ergebnisse zu erhalten, wurde für die Kompostproben der Versuchreihe 1 (V1) ungedämpfte Landerde verwendet. In der Versuchreihe 2 (V2) wurde die Landerde bei 80-90 °C 24 Stunden gedämpft, um die Wirkung der komposteigenen Mikroflora besser erfassen zu können. Als Saatgut wurden Markerbsen der Sorte BÖRDI (ungebeizt; Ernte 1994; SAMEN MAUSER) bzw. Winterweizen der Sorte APOLLO (ungebeizt; Ernte 1994; SAATZUCHT BREUN) verwendet. Vor der Durchführung der Pflanzenversuche wurden sowohl die verwendete Landerde (gedämpft/ungedämpft), als auch das Saatgut, auf eventuell vorhandene, phytopathogene Pilze untersucht.

Jeweils 10 Erbsen- bzw. 20 Weizensamen wurden in, mit den jeweiligen Substratmischungen befüllten, 8 x 12 cm Pflanzschalen angezogen. Zur Kontrolle wurde das Saatgut in 100 % Landerde (gedämpft/ungedämpft) kultiviert. Die Versuche wurden im Gewächshaus bei 20-25 °C und 80 % relativer Feuchte durchgeführt. Jeder Ansatz wurde fünfmal wiederholt.

Nach 14 Tagen wurde das Frischgewicht der Pflanzen bestimmt und die Ergebnisse mittels einer „Multiway Analysis of Variance“ (ANOVA) statistisch ausgewertet (SOKAL & ROHLF, 1981). Der Einfluß folgender Parameter auf das Frischgewicht wurde untersucht:

- Sterilität der Landerde (gedämpft/ungedämpft)
- Kompostierungsverfahren (offene Mietenkompostierung/Herhof-Rottebox)
- Rottestadium (Vorrotte/Nachrotte)
- Rottezonon (Rand-, Hauptrotte- und Kernzone)

3.2.4 Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials der dominierenden Pilzarten in vitro

3.2.4.1 Auswahl der Testpilze

Nach dem Abschluß der Pilzanalysen wurden die 15 häufigsten Pilzarten aus allen Kompostproben ermittelt (vgl. Punkt 4.1 und 5.1.1). Von diesen 15 Pilzarten wurden 14 (ohne *Acremonium* spec.) und ein Isolat von *Pythium oligandrum* als repräsentativer Querschnitt auf ihr antiphytopathogenes Potential gegenüber den vier ausgewählten, phytopathogenen Pilzen *Pythium ultimum* Trow, *Rhizoctonia solani* Kühn, *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* (Saccardo) van Arx & D. L. Olivier und *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* (van Hall) Snyder & Hansen hin untersucht. Einen Überblick über alle in vitro getesteten Isolate gibt die folgende, tabellarische Aufstellung:

- **Pilze aus Komposterde**

Anzahl	Pilzart	Herkunft Isolationsjahr	BBA-Nr.
1	<i>Acremonium strictum</i> W. Gams	Kompost, 1995	68720
2	<i>Aspergillus fumigatus</i> Fresenius	Kompost, 1995	68770
3	<i>Botryotrichum piluliferum</i> Saccardo & Marchal	Kompost, 1995	68752
4	<i>Geomyces pannorum</i> (Link) Sigler & Carmichael	Kompost, 1995	68774
5	<i>Geotrichum candidum</i> Link & Fries	Kompost, 1995	68682
6	<i>Mortierella stylospora</i> Dixon-Stewart	Kompost, 1995	68727
7	<i>Mucor circinelloides</i> van Tieghem	Kompost, 1995	68626
8	<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer	Kompost, 1995	68681
9	<i>Penicillium cyclopium</i> Westling	Kompost, 1995	68761
10	<i>Penicillium expansum</i> Link	Kompost, 1995	68648
11	<i>Pythium oligandrum</i> Drechsler	Kompost, 1995	68733
12	<i>Scopulariopsis acremonium</i> (Delacroix) Vaillemine	Kompost, 1995	68702
13	<i>Sporothrix schenckii</i> Hektoen & Perkins	Kompost, 1995	68775
14	<i>Trichoderma atroviride</i> P. Karsten	Kompost, 1995	68768
15	<i>Trichurus spiralis</i> Hasselbring	Kompost, 1995	68620

- **Phytopathogene Pilze**

Anzahl	Pilzart	Herkunft Isolationsjahr	BBA-Nr.
1	<i>Rhizoctonia solani</i>	Graminee, 1931	63002
2	<i>Pythium ultimum</i>	Boden, 1987	66903
3	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>pisi</i>	Erbse, 1958	62364
4	<i>Gaeumannomyces graminis</i> var. <i>graminis</i>	Rasen, 1991	65937

3.2.4.2 Wachstumsverhalten der getesteten Pilze bei 10 °C und 20 °C

Um eine Wachstumshemmung unter den im folgenden beschriebenen Testbedingungen feststellen zu können (vgl. 3.3.4.2), wurden die Ergebnisse mit einer Kontrolle verglichen. Jedes Pilzisolat wurde einzeln auf PDA bei 10 °C bzw. 20 °C angezogen und der Wachstumsverlauf bei einer Temperatur von 20 °C nach 3, 7, 10 und 20 Tagen bzw. bei einer Temperatur von 10 °C nach 7, 10, 20 und 30 Tagen registriert. Bei einem Durchmesser der Petrischalen von 85 mm, konnten die getesteten Pilze - abzüglich des Impfstückes mit 5 mm im Durchmesser - einen maximalen Wachstumszuwachs von 80 mm erreichen.

3.2.4.3 Versuchsanordnung und -durchführung in vitro

Bei der Durchführung der Tests wurde ein nach MÁNKA (1993) abgewandeltes Verfahren angewendet. Die ausgewählten Pilze wurden 2-10 Tage unter Laborbedingungen bei 20 °C und Tageslicht auf PDA angezogen. Die Dauer der Kultivierung war abhängig von der Wachstums- und der Sporulationsgeschwindigkeit der verschiedenen Pilze. Sehr stark sporenstreuende Pilzgattungen, wie z.B. *Penicillium*, *Trichurus* und *Trichoderma*, wurden in einem so jungen Stadium auf Petrischalen übertragen, daß eine zu große Streuung der Sporen vermieden wurde. Nur so war eine effektive Auswertung des Testes möglich.

Jeweils 5 mm Agarscheiben wurden aus gut bewachsenen Petrischalen steril ausgestanzt und im Abstand von 2 cm auf PDA-Petrischalen umgekehrt aufgesetzt. Ein pathogener Pilz und der zu testende Pilz aus Komposterde wurden jeweils auf einer Petrischale einander gegenübergestellt und parallel bei 10 °C und 20 °C in Temperaturschränken bebrütet.

Die Versuchstemperaturen wurden in Annäherung an die durchschnittliche Schwankungsbreite der Temperaturen in der oberen Bodenschicht gewählt. Die für Böden der temperaten Zone angegebene, durchschnittliche Jahrestemperatur, bewegt sich in etwa zwischen 8 °C und 15 °C (SCHINNER et al., 1996).

Die Bonitur der Petrischalen fand bei einer Temperatur von 10 °C nach 7, 10, 20 und 30 Tagen und bei einer Temperatur von 20 °C nach 3, 7, 10 und 20 Tagen statt. So konnten die Wechselwirkungen der Pilze zueinander genauer festgehalten werden. Der Versuch wurde nach 20 bzw. 30 Tagen beendet, da zu diesem Zeitpunkt alle Petrischalen fast vollständig von den Pilzen überwachsen waren und damit ein annähernd stationärer Zustand eintrat. Jeder Ansatz wurde sechsmal wiederholt. Zur Auswertung der Ergebnisse wurde ein Boniturschema herangezogen, das folgende drei Parameter berücksichtigt (MÁNKA, 1993):

- *Umschließen der Kolonie des Pathogens durch den Antagonisten*

Bewertungsskala:

gerade Linie		0
< 1/3	umwachsen	1
≥ 1/3 < 1/2	umwachsen	2
≥ 1/2 < 2/3	umwachsen	3
≥ 2/3	umwachsen	4

- *Hemmzone* = wachstumsfreie Zone zwischen den Kolonien
Die Zahlen geben den Abstand in mm an (1 mm = 1). Das Isolat, das die Hemmzone ausbildet, wird positiv bewertet.
- *Reduktion der Koloniegröße des Pathogens durch den Antagonisten* (im Vergleich zur Kontrolle; vgl. 4.3.1)

Bewertungsskala:

$< 1/3$	0
$\geq 1/3 < 1/2$	1
$\geq 1/2 < 2/3$	2
$\geq 2/3$	3
völlig unentwickelt (kein Wachstum)	4

Die Summe der Bewertungen aus allen drei Bewertungsgrößen ergibt einen rechnerischen Wert, den sogenannten IBE (individual biotic effect), der als Vergleichsgröße dient. Als praxisorientierte Bewertung kann gelten:

Bewertungsskala:

$ \text{IBE} = 0$	kein oder gleichstarker gegenseitiger Einfluß
$0 < \text{IBE} \leq 2$	schwache Hemmung
$2 < \text{IBE} \leq 4$	mittelstarke Hemmung
$ \text{IBE} > 4$	starke Hemmung

Positive Vorzeichen bedeuten eine Hemmung des pathogenen Pilzes durch den Antagonisten. Der Antagonist besitzt in diesem Fall antiphytopathogenes Potential. *Negative Vorzeichen* bedeuten eine Hemmung des Antagonisten durch den pathogenen Pilz.

3.2.5 Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials ausgewählter Pilzarten anhand von Biotests

3.2.5.1 Auswahl der Testpilze

Um zu überprüfen, inwieweit die Ergebnisse *in vitro* auf Freilandsituationen, also die Kompostanwendung, übertragbar sind, wurden fünf der sechs Pilzarten aus Komposterde, die *in vitro* bei 10 °C und 20 °C nachweislich antagonistisch wirkten, nochmals mit Hilfe von Jungpflanzenversuchen getestet. Auf die Überprüfung von *Mucor circinelloides* wurde verzichtet, da mit *Mucor hiemalis* bereits ein Isolat der Gattung *Mucor* vertreten war. Als Phytopathogene wurde außer den bereits beschriebenen Arten (vgl. 3.3.5.2) zusätzlich ein Isolat von *Fusarium redolens* Wollenweber ausgewählt.

3.2.5.2 Überprüfung der Infektiosität der phytopathogenen Testpilze und Auswahl geeigneter Inokulumdichten

Die ausgewählten phytopathogenen Pilze wurden auf ihre Infektiosität gegenüber den Testpflanzen im Vergleich zu einer unbeimpften Kontrolle hin überprüft. Verschiedene Inokulumdichten wurden getestet und die für die Fragestellung des Versuches sinnvollste gewählt. Die Schädigung der Testpflanzen sollte 70 % nicht überschreiten. Der Einfluß der Pilze aus Komposterde auf die Testpflanzen wurde ebenfalls überprüft. Die Ergebnisse wurden statistisch mittels Dunnett- und Tukey-Test ausgewertet (DUFNER et al., 1992; MOLL, 1997).

3.2.5.3 Versuchsanordnung und -durchführung der Biotests

Die Kultivierung der Testpilze erfolgte steril in 500 ml Erlenmeyerkolben, die vorher mit der angegebenen Torfmischung befüllt worden waren:

Torf	6	Teile
Sand	1	Teil
Häcksel	1	Teil
Kalk	1,5	g/Kolben
Malzextrakt (LÖFLUND)	3,5	g/Kolben

Das Torfgemisch wurde so stark durchfeuchtet, daß man gebundenes Wasser mit der Hand ausdrücken konnte. Die Erlenmeyerkolben wurden zu zwei Dritteln mit der Torfmischung befüllt, mit einem Wattestopfen verschlossen und 1 Stunde bei 120 °C autoklaviert.

Die Testpilze wurden 2 Wochen auf Möhrensaftagar (1%) im Labor, bei Tageslicht und einer Temperatur von ca. 20 °C, angezogen. *Pythium oligandrum* wurde in gleicher Weise auf Möhrenschnitzelagar kultiviert.

Pro 500 ml Erlenmeyerkolben wurden 6 gut bewachsene, 1x1 cm große Agarstücke möglichst gleichmäßig in der sterilen Torfmischung verteilt und circa 4-6 Wochen bis zum vollständigen Durchwachsen des Substrates unter Laborbedingungen aufbewahrt. Als Kontrolle wurden entsprechend viele unbeimpfte Agarstücke in der Torfmischung verteilt. Bei der Durchführung der Biotests kamen außerdem zum Einsatz:

- Zur Oberflächensterilisation des Saatgutes:
10 %iges DAN-KLORIX (COLGATE-PALMOLIVE GMBH); Wirkstoffe: NaOCl, Soda, Na-Metasilikat, H₂O
- Zur Oberflächensterilisation der Arbeitsflächen, Pflanzschalen, Mischbehälter etc.:
2 %ige DIMANIN-A-Lösung (BAYER); Wirkstoff: Benzalkoniumchlorid (33 %)
- Pflanzerde (gedämpft):
Produktbezeichnung: FRÜHSTORFER ERDE, Typ I
Zusammensetzung: 50 % Weißtorf, 35 % granulierter Vulkanton, 15 % Rindenhumus; aufgedüngt mit (pro l eingerüttelter Erde): 200-300 mg N, 150-250 mg P₂O₅, 350-450 mg K₂O, 130-210 mg Mg, Spurenelemente, pH = 5,0-6,0 (CaCl₂).
Die Pflanzerde wurde zur Sterilisation 24 Stunden bei 80-90 °C gedämpft.

- Saatgut:
Markerbse BÖRDI; Ernte 1996; Züchter: SAMEN MAUSER.
Winterweizen KANZLER; Ernte 1996; Züchter: ENGELN BÜCHLING.

Das Saatgut wurde zur Oberflächensterilisation für vier Minuten in 10 %iger DAN-CHLORIX-Lösung getaucht. Die Keimfähigkeit des Saatgutes wurde überprüft. Die Arbeitsflächen, Pflanzschalen und sonstige für die Biotests verwendeten Gegenstände (Mischbehälter, Hohlmaße etc.), wurden mit 2 %iger DIMANIN-A-Lösung oberflächlich sterilisiert.

Mit Pilzen beimpftes Torfgemisch und gedämpfte Pflanzerde wurden in den folgenden Mengenverhältnissen gemischt:

- **Pilze aus Komposterde:**

BBA-Nr.	Pilzart	Inokulumdichte	
		Torfgemisch : Pflanzerde (beimpft)	(gedämpft)
68727	<i>Mortierella stylospora</i>	1	3
68681	<i>Mucor hiemalis</i>	1	3
68648	<i>Penicillium expansum</i>	1	3
68733	<i>Pythium oligandrum</i>	1	3
68768	<i>Trichoderma atroviride</i>	1	3

- **Phytopathogene Pilze (je nach Infektiosität):**

BBA-Nr.	Pilzart	Inokulumdichte		Test- pflanze
		Torfgemisch : Pflanzerde (beimpft)	(gedämpft)	
63002	<i>Rhizoctonia solani</i>	1	10	Erbse
66903	<i>Pythium ultimum</i>	1	100	Erbse
68787	<i>Fusarium oxysporum f. sp. pisi</i>	1	3	Erbse
65845	<i>Gaeumannomyces graminis var. graminis</i>	1	3	Weizen
65432	<i>Fusarium redolens</i>	1	3	Erbse

Je ein pathogener Pilz und ein potentieller Antagonist aus Komposterde wurden in ihren jeweiligen Inokulumdichten im Verhältnis 1 zu 1 gemischt und in Pflanzschalen mit 9 cm Durchmesser gefüllt. Jeder Ansatz wurde zehnmal wiederholt.

Die für das Pathogen empfindliche Versuchspflanze (10 Erbsen- bzw. 20 Weizensamen) wurde in dieser Erdmischung unter folgenden Bedingungen kultiviert:

- Klimakammer
- Temperatur: 15-18 °C
- Relative Feuchte: 80-90 % (Folienzelt)
- Belichtung: 16 Stunden Licht, 8 Stunden Dunkelheit im Wechsel

Als Kontrollvariante wurden die Versuchspflanzen in nur mit Pathogen beimpften Anzuchterden kultiviert.

Um eine Kontamination zu vermeiden, wurden die einzelnen Versuchsglieder mit Folie voneinander getrennt. Nach 21 Tagen wurde die Pflanzengesundheit durch Sichtkontrolle beurteilt. Zusätzlich wurde die Anzahl der aufgelaufenen Samen und das Frischgewicht der Jungpflanzen bestimmt und mit der jeweiligen Kontrollvariante (nur Pathogen) als Maßstab verglichen. Die Ergebnisse wurden mit Hilfe des T-Testes statistisch ausgewertet (DUFNER et al., 1992). Die genaue Versuchsanordnung wird in der Abbildung 7 (S. 41) dargestellt.

3.2.6 Nährstoffanalyse der Komposte

In Zusammenarbeit mit dem Institut für Phytomedizin und angewandte Entomologie der Humboldt-Universität zu Berlin, wurden von der LUFA-Potsdam Nährstoffanalysen für die folgenden Kompostproben durchgeführt:

Jessen GmbH Offene Mietenrotte

Versuchsreihe 1 (Vorrotte)

J1-R (Randzone)

J1-H (Hauptrottezone)

J1-K (Kernzone)

Versuchsreihe 1 (Nachrotte)

J2-R (Randzone)

J2-H (Hauptrottezone)

J2-K (Kernzone)

Versuchsreihe 2 (Vorrotte)

J3-R (Randzone)

J3-H (Hauptrottezone)

J3-K (Kernzone)

Versuchsreihe 2 (Nachrotte)

J4-R (Randzone)

J4-H (Hauptrottezone)

J4-K (Kernzone)

Deponie Parkentin - Rottebox

Versuchsreihe 1 (Vorrotte)

Wegen zu starker Verpilzung des Materials wurde die Nährstoffanalyse nicht durchgeführt.

Versuchsreihe 1 (Nachrotte)

R2-R (Randzone)

R2-H (Hauptrottezone)

R2-K (Kernzone)

Versuchsreihe 2 (Vorrotte)

R3-R (Randzone)

R3-H (Hauptrottezone)

R3-K (Kernzone)

Versuchsreihe 2 (Nachrotte)

R4-R (Randzone)

R4-H (Hauptrottezone)

R4-K (Kernzone)

Um die Düngewirkung der aufgeführten Kompostproben und auf dieser Grundlage auch deren Eignung als Kultursubstrat überprüfen zu können, wurden folgende Parameter untersucht:

- Volumen in ml (feucht)
- pH-Wert
- Phosphorgehalt in mg/100 g lufttrockener Substanz (Aufschluß mit Doppellactat)
- Kaliumgehalt in mg/100 g lufttrockener Substanz (Aufschluß mit Doppellactat)
- Magnesiumgehalt in mg/100 g lufttrockener Substanz (Aufschluß mit CaCl₂)

Abb. 7: Versuchsanordnung

I. Kontrollvariante

		Konzentration Torfgemisch (unbeimpft) zu Pflanzerde (gedämpft)				
(je 10 Wdh.)		1 zu 10	1 zu 100	1 zu 3	1 zu 3	1 zu 3
		○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
		○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
Phytopathogene →	Rh		Py	Fo	Ga	Fr
Versuchspflanze →	Erbse		Erbse	Erbse	Weizen	Erbse

II. Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials

	1 zu 10	Konzentration Torfgemisch (unbeimpft) zu Pflanzerde (gedämpft)				
		1 zu 3	1 zu 3	1 zu 3	1 zu 3	1 zu 3
<i>Rhizoctonia solani</i>						
gemischt mit je 50%:	A1	A2	A3	A4	A5	
Versuchspflanze: Erbse	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
(je 10 Wdh.)	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
<i>Pythium ultimum</i>						
gemischt mit je 50%:	A1	A2	A3	A4	A5	
Versuchspflanze: Erbse	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
(je 10 Wdh.)	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
<i>Fusarium oxysporum f. sp. pisi</i>						
gemischt mit je 50%:	A1	A2	A3	A4	A5	
Versuchspflanze: Erbse	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
(je 10 Wdh.)	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
<i>Gaeuman. gr. var. graminis</i>						
gemischt mit je 50%:	A1	A2	A3	A4	A5	
Versuchspflanze: Weizen	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
(je 10 Wdh.)	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
<i>Fusarium redolens</i>						
gemischt mit je 50%:	A1	A2	A3	A4	A5	
Versuchspflanze: Erbse	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○
(je 10 Wdh.)	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○	○ ○ ○ ○ ○

LEGENDE:

Pflanzschale: ○

Antagonisten:

A1 = *Mortierella stylospora*

A2 = *Mucor hiemalis*

A3 = *Penicillium expansum*

A4 = *Pythium oligandrum*

A5 = *Trichoderma atroviride*

Pathogene:

Rh = *Rhizoctonia solani*

Py = *Pythium ultimum*

Fo = *Fusarium oxysporum f. sp. pisi*

Ga = *Gaeumannomyces graminis var. graminis*

Fr = *Fusarium redolens*

4 Ergebnisse

4.1 Analyse der Pilzflora aus gewerblich hergestellten Komposten

960 Kompostproben, mit einem Trockengewicht von insgesamt 6,9 g, wurden untersucht. 1187 Isolate konnten bestimmt und 99 verschiedenen Pilzarten aus 43 Gattungen zugeordnet werden.

97 verschiedene Arten konnten bereits aus 480 Kompostpartikeln mit einem Durchmesser von je 0,5-0,63 mm isoliert werden. 2 *Pythium*-Arten wurden zusätzlich aus den verbleibenden 480 Kompostproben isoliert. Diese Proben wurden speziell zur Oomycetenuntersuchung herangezogen (vgl. 3.2.2). Aufgrund des 50fach höheren Probengewichtes und der abweichenden Isolationsmethode, ist die Häufigkeit der Oomyceten nicht direkt mit den übrigen Isolaten vergleichbar. Deren Auftreten wurde deshalb entsprechend umgerechnet (vgl. Tabelle 8).

Nur die folgenden 15 Pilzarten besaßen einen Anteil von jeweils über 2% an 1081,16 (gerundet 1081) Isolaten. Dieser Wert berücksichtigt die korrigierte Anzahl der isolierten *Pythium*-Arten.

Anzahl	Pilzart	BBA-Nr.	Anzahl Isolate Vorrotte	Anzahl Isolate Nachrotte	Häufigkeit (in %) an 1081 Isolaten
1	<i>Acremonium strictum</i>	68720	24	1	2,31 %
2	<i>Acremonium spec.</i>	o. Isolat	0	37	3,42 %
3	<i>Aspergillus fumigatus</i>	68771	0	27	2,50 %
4	<i>Botryotrichum piluliferum</i>	68752	38	76	10,54 %
5	<i>Geomyces pannorum</i>	68774	13	59	6,66 %
6	<i>Geotrichum candidum</i>	68682	44	11	5,09 %
7	<i>Mortierella stylospora</i>	68727	7	33	3,70 %
8	<i>Mucor circinelloides</i>	68626	17	16	3,05 %
9	<i>Mucor hiemalis</i>	68681	31	38	6,38 %
10	<i>Penicillium cyclopium</i>	68761	6	24	2,77 %
11	<i>Penicillium expansum</i>	68648	24	10	3,14 %
12	<i>Scopulariopsis acremonium</i>	68702	4	71	6,94 %
13	<i>Sporothrix schenckii</i>	68775	1	25	2,40 %
14	<i>Trichoderma atroviride</i>	68768	4	21	2,31 %
15	<i>Trichurus spiralis</i>	68620	32	29	5,64 %

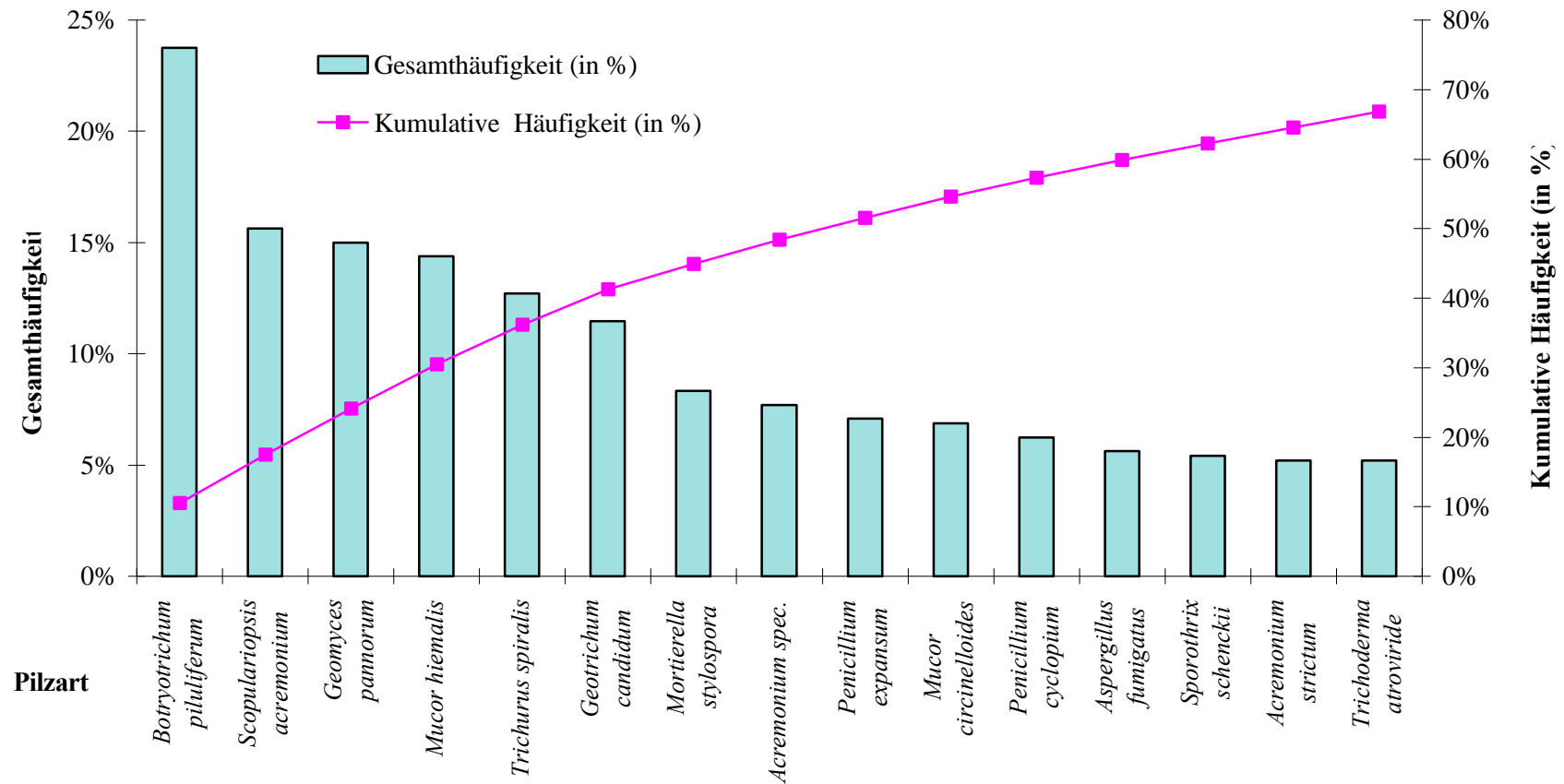
Wie die folgende Abbildung 8 (S. 43) verdeutlicht, entfielen auf diese dominierenden 15 Arten annähernd 70 % aller Isolate. Unter den Gliederungspunkten 4.1.1 (S. 47) und 5.1.1 (S. 82) wird auf die Zusammensetzung der dominierenden Pilzflora noch näher eingegangen. Die kumulative

Häufigkeit der dominierenden Pilzarten beschreibt deren aufsummierten Anteil (in %) an insgesamt 1081 Isolaten.

Der Artenumfang und die -verteilung der isolierten Pilze differierte in den verschiedenen Kompostmieten untereinander und in den einzelnen Zonen jeder Miete stark. Zur besseren Übersicht sei die Aufstellung aller 99 isolierten Pilzarten in alphabetischer Reihenfolge, sowie deren absolute Anzahl und Häufigkeit im Rotteverlauf, in der Tabelle 8 (S. 45 f) aufgeführt.

Abb. 8: Kumulative Häufigkeit der dominanten Pilzarten aus Komposterde

Legende: Gesamthäufigkeit (in %) = Auftreten der Art in 480 Proben
 Kumulative Häufigkeit (in %) = aufsummierter Anteil der dominierenden 15 Arten an insgesamt 1081 Isolaten



Tab. 8: Anzahl und Häufigkeit (in %) der isolierten Pilzarten zweier gewerblich hergestellter Komposte im Rotteverlauf

Pilzarten	Anzahl der Isolate (in 480 Proben)	Häufigkeit (in %)
1 <i>Acremonium cf. atrogriseum</i>	5	0,46%
2 <i>Acremonium chrysogenum</i>	21	1,94%
3 <i>Acremonium cf. kiliense</i>	10	0,92%
4 <i>Acremonium strictum</i>	25	2,31%
5 <i>Acremonium spec.</i>	37	3,42%
6 <i>Actinomucor elegans</i>	3	0,28%
7 <i>Alternaria alternata</i>	1	0,09%
8 <i>Arthrobotrys amerospora</i>	3	0,28%
9 <i>Arthrobotrys oligospora</i>	1	0,09%
10 <i>Aspergillus fumigatus</i>	27	2,50%
11 <i>Aspergillus fumig. var. ellipticus</i>	1	0,09%
12 <i>Aspergillus nidulans</i>	17	1,57%
13 <i>Aspergillus versicolor</i>	2	0,18%
14 <i>Aspergillus spec.</i>	4	0,37%
15 <i>Botryotrichum piluliferum</i>	114	10,54%
16 <i>Botrytis cinerea</i>	1	0,09%
17 <i>Cladosporium cladosporioides</i>	1	0,09%
18 <i>Cladosporium herbarum</i>	2	0,18%
19 <i>Clonostachys roseum</i>	9	0,83%
20 <i>Clonostachys solani</i>	7	0,65%
21 <i>Cylindrocarpon tokinense</i>	3	0,28%
22 <i>Doratomyces medius</i>	3	0,28%
23 <i>Doratomyces stemonitis</i>	20	1,85%
24 <i>Epicoccum purpurascens</i>	1	0,09%
25 <i>Fusarium culmorum</i>	1	0,09%
26 <i>Fusarium filiferum</i>	1	0,09%
27 <i>Fusarium solani</i>	5	0,46%
28 <i>Fusarium spec.</i>	1	0,09%
29 <i>Geomyces pannorum</i>	72	6,66%
30 <i>Geotrichum candidum</i>	55	5,09%
31 <i>Gliomastix cf. atrogriseum</i>	2	0,18%
32 <i>Graphium putredinis</i>	3	0,28%
33 <i>Hefe</i>	13	1,20%
34 <i>Humicola fuscoatra</i>	4	0,37%
35 <i>cf. Monilia</i>	10	0,92%
36 <i>Mortierella hyalina</i>	1	0,09%
37 <i>Mortierella hygrophila</i>	1	0,09%
38 <i>Mortierella reticulata</i>	3	0,28%
39 <i>Mortierella stylospora</i>	40	3,70%
40 <i>Mortierella turficola</i>	4	0,37%
41 <i>Mortierella vinacea</i>	3	0,28%
42 <i>Mortierella spec.</i>	8	0,74%
43 <i>Mucor circinelloides</i>	33	3,05%
44 <i>Mucor hiemalis</i>	69	6,38%
45 <i>Mucor microsporus</i>	8	0,74%
46 <i>Mucor racemosus</i>	11	1,02%
47 <i>Oedocephalum spec.</i>	5	0,46%
48 <i>Paecilomyces fulvus</i>	1	0,09%

(Tab. 8 Fortsetzung)

Pilzarten	Anzahl der Isolate (in 480 Proben)	Häufigkeit (in %)
49 <i>Paecilomyces inflatus</i>	1	0,09%
50 <i>Paecilomyces variotii</i>	4	0,37%
51 <i>Paecilomyces spec.</i>	1	0,09%
52 <i>Papulaspora cf. immersa</i>	2	0,18%
53 <i>Penicillium albidum</i>	1	0,09%
54 <i>Penicillium chrysogenum</i>	1	0,09%
55 <i>Penicillium cf. corylophilum</i>	1	0,09%
56 <i>Penicillium corymbiferum</i>	6	0,55%
57 <i>Penicillium crustosum</i>	5	0,46%
58 <i>Penicillium cyclopium</i>	30	2,77%
59 <i>Penicillium expansum</i>	34	3,14%
60 <i>Penicillium martensii</i>	3	0,28%
61 <i>Penicillium cf. melinii</i>	3	0,28%
62 <i>Penicillium mizcynskii</i>	4	0,37%
63 <i>Penicillium notatum</i>	14	1,29%
64 <i>Penicillium ochro-chloron</i>	1	0,09%
65 <i>Penicillium cf. oxalicum</i>	1	0,09%
66 <i>Penicillium pallitans</i>	2	0,18%
67 <i>Penicillium roquefortii</i>	2	0,18%
68 <i>Penicillium spinulosum</i>	5	0,46%
69 <i>Penicillium cf. spinulosum</i>	9	0,83%
70 <i>Penicillium stoloniferum</i>	1	0,09%
71 <i>Penicillium velutinum</i>	2	0,18%
72 <i>Penicillium cf. velutinum</i>	1	0,09%
73 <i>Penicillium cf. viridicatum</i>	1	0,09%
74 <i>Penicillium waksmanii</i>	1	0,09%
75 <i>Penicillium cf. waksmanii</i>	2	0,18%
76 <i>Penicillium spec.</i>	2	0,18%
77 <i>Plectosporium tabacinum</i>	1	0,09%
78 <i>Pythium irregulare</i> *	1,08	0,10%
79 <i>Pythium oligandrum</i> *	1,08	0,10%
80 <i>Rhizopus arrizus</i>	4	0,37%
81 <i>Scopulariopsis acremonium</i>	75	6,94%
82 <i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	22	2,03%
83 <i>Scopulariopsis candida</i>	16	1,48%
84 <i>Scopulariopsis chartarum</i>	15	1,39%
85 <i>Sporothrix schenckii</i>	26	2,40%
86 <i>Streptomyces spec.</i>	1	0,09%
87 <i>Syncephalis spec.</i>	1	0,09%
88 <i>Trichocladium asperum</i>	1	0,09%
89 <i>Trichoderma atroviride</i>	25	2,31%
90 <i>Trichoderma pseudokoningii</i>	1	0,09%
91 <i>Trichoderma cf. pseudokoningii</i>	1	0,09%
92 <i>Trichoderma virens</i>	2	0,18%
93 <i>Trichurus spiralis</i>	61	5,64%
94 <i>Ulocladium consortiale</i>	1	0,09%
95 <i>Zygorrhynchus moelleri</i>	3	0,28%
96 <i>Verticillium lecanii</i>	2	0,18%
97 Konidien oval, 5 x 3 µm	1	0,09%
98 Konidienkette, oval	2	0,18%
99 sterile Hyphen	6	0,55%
	1081,16	100,00%

* *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert und die Häufigkeit des Auftretens entsprechend umgerechnet.

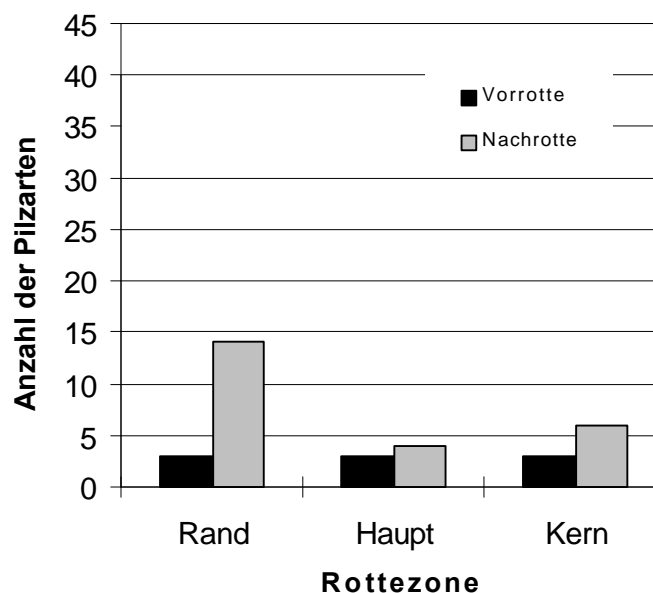
4.1.1 Analyse der Pilzflora einer offenen Kompostmiete im Rotteverlauf

4.1.1.1 Versuchsreihe 1

Insgesamt war der Kompost dieser Miete auffallend gering mit Pilzen besiedelt. Nach der Vorrotte umfaßte das Pilzspektrum 5 verschiedene Arten. Bei einer Kompostpartikelgröße von 0,5-0,63 mm waren weniger als 50 % aller Petrischalen mit Pilzen bewachsen. Pro Kompostpartikel konnte 0-1 Pilz isoliert werden. Am häufigsten war in allen drei Rottezeiten *Scopulariopsis acremonium* zu finden. Außerdem traten zwei verschiedene *Mucor*-Arten und Hefen auf.

Im Verlauf der Nachrotte und mit dem Absinken der Mieten Temperaturen, erhöhte sich die Anzahl der isolierten Pilzarten aus allen drei Rottezeiten auf 16. Aus jedem Kompostpartikel wuchsen durchschnittlich 1-3 Pilzarten aus. Zu den häufig isolierten Arten gehörten *Scopulariopsis acremonium*, *Botryotrichum piluliferum* und *Geomyces pannorum*. In der Mietenrandzone war im Verlauf der gesamten Rotte das Artenspektrum am größten, in der Hauptrottezone dagegen am geringsten. Der Artenumfang und die -verteilung der Pilzflora nach der Vorrotte und der Nachrotte werden nochmals in der Abbildung 9 zusammengefaßt. Eine genaue Differenzierung des Pilzspektrums liegt in den Tabellen 9-14 (S. 47 ff) vor. Um ein größeres Artenspektrum der Miete erfassen zu können, wurden zusätzlich Kompostpartikel mit 2 mm Durchmesser untersucht. Diese Ergebnisse sollen, um die Vergleichbarkeit der Untersuchungen zu ermöglichen, an dieser Stelle nicht ausführlicher besprochen werden. Sie sind aber in tabellarischer Form dem Anhang (Tabellen: 37-39, S. 110 f) beigelegt.

Abb. 9: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer offenen Kompostmiete im Rotteverlauf (Versuchsreihe 1)



Tab. 9: Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Mucor racemosus</i>					+																1	5
Hefe				+																	1	5
<i>Scopulariopsis acremonium</i>				+			+														2	10
Summe	0	0	0	2	1	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	

Anzahl der Arten 3
 Anzahl der Isolate 4
 Durchschnittliche Anzahl 0,2
 Arten / Kompostpartikel

Tab. 10: Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Botryotrichum piluliferum</i>					+																1	5
Hefe					+																1	5
<i>Scopulariopsis acremonium</i>							+														1	5
Summe	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	

Anzahl der Arten 3
 Anzahl der Isolate 3
 Durchschnittliche Anzahl 0,15
 Arten / Kompostpartikel

Tab. 11: Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Mucor spinosus</i>					+																1	5
Hefe							+										+	+			3	15
<i>Scopulariopsis acremonium</i>							+														1	5
Summe	0	0	0	0	1	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	5	

Anzahl der Arten 3
 Anzahl der Isolate 5
 Durchschnittliche Anzahl 0,3
 Arten / Kompostpartikel

Tab. 12: Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i>							+														1	5
<i>Alternaria alternata</i>											+										1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+			+		+			+	+	14	70
<i>Cladosporium herbarum</i>									+												1	5
<i>Clonostachys solani</i>								+													1	5
<i>Geomyces pannorum</i> *	+								+		+	+	+	+	+	+	+		+		10	50
<i>Mortierella spec.</i>	+			+						+											3	15
<i>Paecilomyces variotii</i>																				+	1	5
<i>Penicillium expansum</i>																+					1	5
<i>Penicillium martensii</i>		+					+			+											3	15
<i>Penicillium notatum</i>																+		+	+		3	15
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *	+	+	+		+	+	+	+			+	+	+	+				+	+	+	14	70
<i>Trichoderma virens</i>			+		+																2	10
sterile Hyphen	+																				1	5
Summe	5	3	3	1	3	2	4	3	2	3	4	3	2	3	2	3	1	2	4	3	56	

Anzahl der Arten 14
 Anzahl der Isolate 56
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 2,80
 * = dominante Arten

Tab. 13: Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Cladosporium herbarum</i>																				+	1	5
<i>Geomyces pannorum</i>																		+			1	5
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *	+	+	+	+	+		+	+	+	+			+			+		+	+		13	65
sterile Hyphen																	+				1	5
Summe	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	0	0	1	0	0	1	1	2	1	1	16	

Anzahl der Arten 4
 Anzahl der Isolate 16
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 0,80
 * = dominante Arten

Tab. 14: Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i> *				+		+								+			+			+	5	25
<i>Acremonium spec.</i>																				+	1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i>																				+	1	5
<i>Botrytis cinerea</i>							+														1	5
<i>Mortierella spec.</i>				+																	1	5
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	20	100
Summe	1	1	2	2	1	2	2	1	1	1	1	1	1	2	1	1	2	1	1	4	29	

Anzahl der Arten 6
 Anzahl der Isolate 29
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 1,45
 * = dominante Arten

4.1.1.2 Versuchsreihe 2

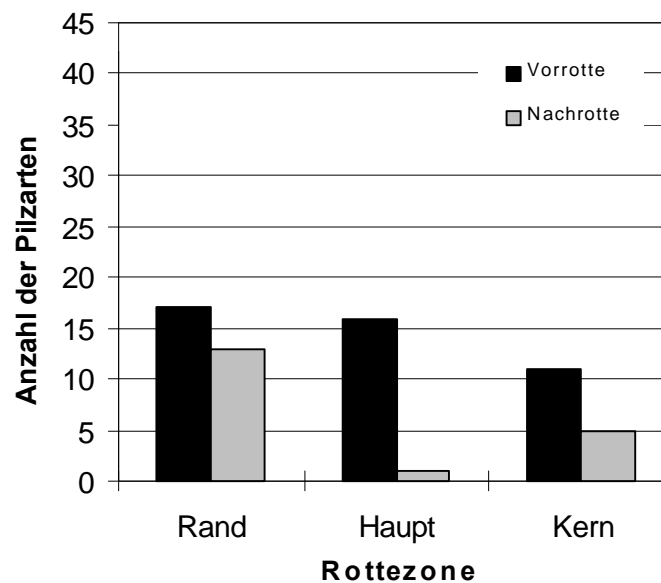
Die Wiederholung des Versuches an einer zweiten Kompostmiete führte zu folgenden Ergebnissen:

Der Artenumfang nach der Vorrotte war mit 25 verschiedenen Arten fünfmal größer als in der Versuchsreihe 1. Im Durchschnitt konnten aus jedem Kompostpartikel 3-5 Pilze isoliert werden. Dominant in allen drei Rottezeiten waren *Botryotrichum piluliferum*, *Trichurus spiralis*, *Acremonium strictum* und verschiedene *Mucor*- und *Penicillium*-Arten.

Im Verlauf der Nachrotte verringerte sich der Artenumfang auf insgesamt 15 Pilze, wobei sich der Hauptanteil in der Mietenrandzone konzentrierte. In der Hauptrottezone der Miete konnte nur noch eine Art (*Scopulariopsis chartarum*), in der Kernzone der Miete 1-2 und in der Randzone 3-4 Pilzarten pro Kompostpartikel isoliert werden. Die Gattungen *Acremonium*, *Botryotrichum*, *Scopulariopsis*, *Mucor* und *Penicillium* waren ebenso wie in der Vorrotte stark vertreten.

Als Zusammenfassung soll die Abbildung 10 dienen. Eine genaue Auflistung des Pilzspektrums aus den verschiedenen Rottezeiten während der Vor- bzw. der Nachrotte schließt sich in den Tabellen 15-20 (S. 50 ff) an.

Abb. 10: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer offenen Kompostmiete im Rotteverlauf (Versuchsreihe 2)



Tab. 15: Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Aspergillus nidulans</i> *		+	+		+		+			+	+	+	+		+	+		+	+	+	13	65
<i>Acremonium strictum</i> *	+			+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	17	85
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *	+		+				+	+		+	+	+	+		+				+	+	11	55
<i>Doratomyces medius</i>															+						1	5
<i>Mucor circinelloides</i> *	+		+	+	+	+	+		+		+	+	+	+	+		+		+	+	15	75
<i>Mucor hiemalis</i>					+	+	+		+						+		+				6	30
<i>Mucor racemosus</i>										+										+	2	10
<i>Papulaspora cf. immersa</i>				+															+		2	10
<i>Penicillium cyclopium</i>					+																1	5
<i>Penicillium expansum</i> *							+		+	+	+			+	+				+		7	35
<i>Penicillium lanosum</i>														+							1	5
<i>Penicillium martensii</i>						+															1	5
<i>Penicillium notatum</i>	+			+					+				+				+	+	+	+	8	40
<i>Penicillium stoloniferum</i>							+														1	5
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>		+									+	+	+	+							5	25
<i>Spororthrix schenckii</i>			+																		1	5
<i>Trichurus spiralis</i>		+		+		+		+			+			+							6	30
Summe	4	3	4	5	5	5	6	4	4	5	7	6	6	6	6	3	4	3	6	6	98	

Anzahl der Arten 17
 Anzahl der Isolate 98
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 4,90

* = dominante Arten

Tab. 16: Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium strictum</i>	+							+			+		+			+					5	25
<i>Aspergillus nidulans</i>																	+	+	+	+	4	20
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *		+		+	+		+			+	+		+	+			+	+		+	11	55
<i>Doratomyces medius</i>													+								1	5
<i>Geotrichum candidum</i> *	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	18	90
<i>Mortierella stylospora</i>	+																				1	5
<i>Mucor hiemalis</i> *	+								+		+	+	+	+	+		+				8	40
<i>Mucor racemosus</i>	+		+													+		+	+	+	6	30
<i>Papulaspora cf. immersa</i>		+																			1	5
<i>Penicillium cyclopium</i>				+		+							+	+	+						5	25
<i>Penicillium duclauxii</i>			+													+	+				3	15
<i>Penicillium expansum</i> *		+				+		+	+	+	+	+						+	+	+	10	50
<i>Penicillium notatum</i>	+																				1	5
<i>Trichocladium asperum</i>				+																	1	5
<i>Trichurus spiralis</i> *	+		+	+	+	+		+	+	+	+	+		+		+			+		13	65
<i>Ulocladium consortiale</i>	+																				1	5
Summe	8	3	4	3	5	3	3	4	4	4	6	4	6	4	4	4	5	5	5	5	89	

Anzahl der Arten 16
 Anzahl der Isolate 89
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 4,45

* = dominante Arten

Tab. 17: Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium strictum</i>								+													1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *		+	+	+	+			+	+		+	+	+	+	+		+	+	+	+	15	75
<i>Doratomyces medius</i>							+														1	5
<i>Geomyces pannorum</i>			+		+																2	10
Hefe																			+		1	5
<i>Mortierella stylospora</i>	+					+	+			+		+				+					6	30
<i>Mucor circinelloides</i>								+											+		2	10
<i>Penicillium duclauxii</i> *	+	+			+				+	+	+	+	+			+	+	+		+	12	60
<i>Penicillium expansum</i>				+		+															2	10
<i>Penicillium notatum</i>						+		+						+				+	+		5	25
<i>Trichurus spiralis</i> *			+	+		+			+	+		+		+		+			+		9	45
Summe	2	2	3	3	3	3	3	3	4	3	2	4	2	3	1	3	2	3	4	3	56	

Anzahl der Arten 11

Anzahl der Isolate 56

Durchschnittliche Anzahl 2,80

Arten / Kompostpartikel

* = dominante Arten

Tab. 18: Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 6wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i> *	+	+		+	+		+	+	+		+		+	+			+			+	12	60
<i>Aspergillus fumigatus</i> *	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	19	95
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *	+	+		+	+	+		+	+	+	+	+		+	+						12	60
<i>Fusarium spec.</i>												+									1	5
<i>Geomyces pannorum</i>	+	+				+					+										4	20
<i>Mortierella stylospora</i>					+						+						+	+			4	20
<i>Mucor circinelloides</i>																			+		1	5
<i>Mucor hiemalis</i>					+																1	5
<i>Oedocephalum spec.</i>							+		+	+				+							4	20
<i>Penicillium spec.</i>					+																1	5
<i>Pythium oligandrum</i> °				+						+											2	10
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>				+													+				2	10
<i>Trichurus spiralis</i>							+														1	5
Summe	4	4	1	5	6	3	4	3	4	4	5	2	2	4	2	1	4	2	1	3	64	

Anzahl der Arten 13

Anzahl der Isolate 64

Durchschnittliche Anzahl 3,20

Arten / Kompostpartikel

* = dominante Arten

° = *Pythium* wurde mit abweichender Methodik isoliert

Tab. 19: Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 6wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Scopulariopsis chartarum</i> *	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+			+	+	+			+	+		15	75
Summe	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	1	0	0	1	1	0	15	

Anzahl der Arten 1

Anzahl der Isolate 15

Durchschnittliche Anzahl 0,75

Arten / Kompostpartikel

* = dominante Arten

**Tab. 20: Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 6wöchiger Nachrotte
(Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)**

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i>																	+				1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i>		+				+									+						3	15
<i>Penicillium spec.</i>		+																			1	5
<i>Scopulariopsis candida</i> *	+		+	+	+	+	+	+	+		+	+		+	+		+	+	+	+	16	80
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>										+			+		+	+					4	20
Summe	1	2	1	1	1	2	1	1	1	1	1	1	1	1	3	1	2	1	1	1	25	

Anzahl der Arten 5
 Anzahl der Isolate 25
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 1,25

* = dominante Arten

4.1.2 Analyse der Pilzflora einer Kompostmiete nach Herhof-Rotteboxbehandlung im Rotteverlauf

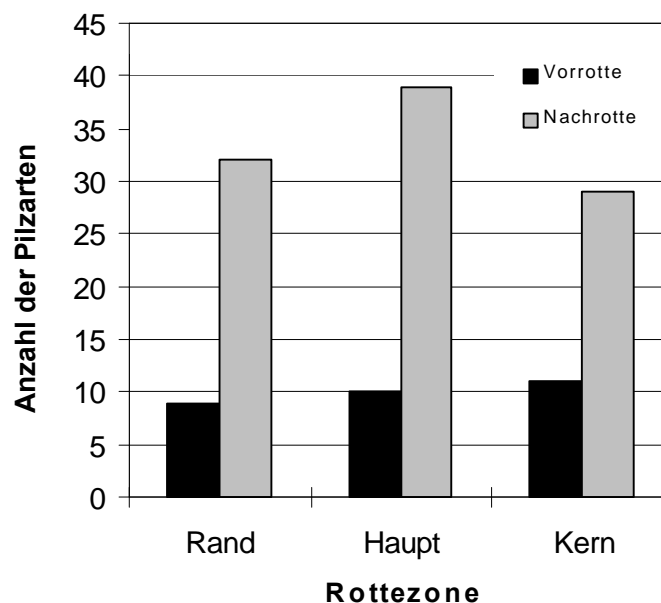
4.1.2.1 Versuchsreihe 1

Nach der achttägigen Vorrotte konnten 21 Pilzarten aus der Kompostmiete isoliert werden. Durchschnittlich 1 Art wuchs aus einem Kompostpartikel aus. Häufig traten auf: *Geotrichum candidum*, *Geomyces pannorum*, *Mucor hiemalis* und *Pythium oligandrum*. Der Umfang des Pilzspektrums vergrößerte sich leicht von der Rand-, über die Hauptrotte-, bis zur Kernzone der Miete.

Am Ende der Nachrotte konnten 53, also über doppelt so viele Arten von Pilzen, aus der Miete isoliert werden. Die durchschnittliche Besiedelung eines Kompostpartikels mit Pilzen betrug 7-8 verschiedene Arten. Aus der Hauptrottezone der Miete konnten circa 20 % mehr Pilzarten (39) isoliert werden, als aus der Rand- (32) bzw. der Kernzone (29). Trotz der vorhandenen Unterschiede im Artenspektrum traten *Botryotrichum piluliferum*, *Geomyces pannorum*, *Mucor hiemalis* und *Scopulariopsis acremonium* besonders häufig auf. Außerdem konnten *Pythium irregulare* und *Pythium oligandrum* oft isoliert werden. Deren absolute Häufigkeit kann aufgrund der abweichenden Isolationsmethode aber nicht direkt mit den restlichen Ergebnissen verglichen werden. *Pythium irregulare* ist als phytopathogen bekannt (KRÖBER, 1985).

Die Abbildung 11 faßt Artenumfang und -verteilung der Pilzflora dieser Miete im Rotteverlauf zusammen. Das Gesamtpilzspektrum wird ausführlich in den Tabellen 21-26 (S. 54 ff) beschrieben.

Abb. 11: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer Kompostmiete nach Herhof-Rotteboxbehandlung im Rotteverlauf (Versuchsreihe 1)



Tab. 21: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium cf. atrogiseum</i>									+							+					2	10
<i>Geotrichum candidum</i>		+				+															2	10
<i>Geomyces pannorum</i> *	+	+		+																	3	15
<i>Gliomastix cf. atrogiseum</i>						+			+												2	10
<i>Humicola fuscoatra</i>		+															+				2	10
<i>Mucor hiemalis</i> *	+			+											+						3	15
<i>Mucor racemosus</i>				+			+														2	10
<i>Penicillium cf. waksmanii</i>				+																	1	5
sterile Hyphen														+							1	5
Summe	2	3	0	4	0	2	1	0	2	0	0	0	0	0	1	1	1	1	0	0	18	

Anzahl der Arten 9
 Anzahl der Isolate 18
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 0,90
 * = dominante Arten

Tab. 22: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium strictum</i>									+												1	5
<i>Aspergillus spec.</i>													+								1	5
<i>Actinomucor elegans</i>						+															1	5
<i>Cladosporium cladosporioides</i>						+															1	5
<i>Geotrichum candidum</i> *								+					+							+	3	15
<i>Geomyces pannorum</i> *				+			+			+										+	4	20
<i>Mucor hiemalis</i> *						+	+						+	+				+	+		6	30
<i>Pythium oligandrum</i> !			+	+			+		+	+			+								-	-
<i>Streptomyces spec.</i>				+																	1	5
<i>Trichoderma atroviride</i>			+			+															2	10
Konidien oval, 5 x 3 µ																		+			1	5
Summe	0	0	2	3	0	4	3	1	2	2	0	0	4	1	0	0	0	2	0	3	21	

Anzahl der Arten 10
 Anzahl der Isolate 21
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 1,05
 * = dominante Arten
 ! = *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert

**Tab. 23: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung
(Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)**

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium cf. atrogriseum</i>														+					+	+	3	15
<i>Epicoccum purpurascens</i>																			+	+	1	5
<i>Geomyces pannorum</i> *		+		+															+	+	4	20
<i>Geotrichum candidum</i>						+															1	5
Hefe															+						1	5
<i>Humicola fuscoatra</i>														+						+	2	10
<i>Mucor hiemalis</i>						+													+		2	10
<i>Paecilomyces inflatus</i>																			+		1	5
<i>Pythium oligandrum</i> !		+			+								+				+				-	-
<i>Trichoderma atroviride</i>															+		+				2	10
<i>Ulocladium atrum</i>																				+	1	5
sterile Hyphen																				+	1	5
Summe	0	2	0	1	1	2	0	0	0	0	0	0	1	2	2	0	2	0	3	7	19	

Anzahl der Arten 11

Anzahl der Isolate 19

Durchschnittliche Anzahl
Arten / Kompostpartikel 0,95

* = dominante Arten

! = *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert

Tab. 24: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 12wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i>												+									1	5
<i>Acremonium spec.</i> *	+			+	+	+		+			+		+		+	+					9	45
<i>Actinomucor elegans</i>				+														+			2	10
<i>Arthrobotrys oligospora</i>														+							1	5
<i>Clonostachys roseum</i>			+	+																	2	10
<i>Clonostachys solani</i>										+											1	5
<i>Doratomyces stemonitis</i> *				+	+	+			+		+		+				+			+	8	40
<i>Geomyces pannorum</i> *	+	+			+	+			+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	15	75
<i>Graphium putredinis</i>	+									+											2	10
Hefe							+						+								2	10
cf. <i>Monilia</i>				+							+	+	+								4	20
<i>Mortierella hyalina</i>													+								1	5
<i>Mortierella hygrophila</i>								+					+								2	10
<i>Mortierella vinacea</i>							+					+	+								3	15
<i>Mortierella turficola</i>							+														1	5
<i>Mucor hiemalis</i> *	+	+	+	+	+		+	+	+	+		+	+	+	+						13	65
<i>Mucor microsporus</i>	+			+												+		+			4	20
<i>Paecilomyces spec.</i>			+																		1	5
<i>Papulaspora spec.</i>									+			+									2	10
<i>Penicillium glabrum</i>				+																	1	5
<i>Penicillium fellutanum</i>				+																	1	5
<i>Penicillium cf. humuli</i>							+														1	5
<i>Penicillium miczynskii</i>	+		+																		2	10
<i>Penicillium cf. mizcynskii</i>											+										1	5
<i>Penicillium cf. oxalicum</i>														+							1	5
<i>Penicillium spinulosum</i>						+					+	+			+					+	5	25
<i>Penicillium cf. spinulosum</i>				+				+	+									+	+		5	25
<i>Penicillium velutinum</i>					+																1	5
<i>Penicillium waksmanii</i>					+																1	5
<i>Pythium irregulare</i> !	+	+	+	+	+		+		+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	-	-
<i>Pythium oligandrum</i> !		+	+	+		+	+	+	+	+				+			+		+		-	-
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *		+				+	+	+	+							+	+	+			8	40
<i>Sporothrix schenckii</i>							+														1	5
<i>Trichoderma atroviride</i>							+				+			+							3	15
Summe	7	5	6	12	7	6	7	8	8	7	8	8	10	6	4	5	5	6	3	5	105	

Anzahl der Arten 32

Anzahl der Isolate 105

Durchschnittliche Anzahl

Arten / Kompostpartikel 5,25

* = dominante Arten

! = *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert

**Tab. 25: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 12wöchiger Nachrotte
(Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)**

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i>										+											1	5
<i>Acremonium spec.</i>		+		+	+	+	+				+		+								7	35
<i>Acremonium strictum</i>			+																		1	5
<i>Arthrotrichs amerospora</i>					+														+		2	10
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *		+					+		+		+			+	+	+			+		8	40
<i>Cylindrocarpon tokinense</i>			+									+									2	10
<i>Doratomyces sternonitis</i>	+	+															+				3	15
<i>Fusarium culmorum</i>																	+				1	5
<i>Fusarium solani</i>																	+				1	5
<i>Geomyces pannorum</i> *	+			+		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	16	80
<i>Graphium putredinis</i>							+														1	5
<i>cf. Monilia</i>							+			+											2	10
<i>Mortierella spec.</i>														+					+		2	10
<i>Mortierella turficola</i>												+									1	5
<i>Mortierella vinacea</i>											+										1	5
<i>Mucor hiemalis</i> *		+	+				+		+		+	+				+	+		+	+	10	50
<i>Mucor microsporus</i>		+																			1	5
<i>cf. Oedocephalum</i>													+								1	5
<i>Penicillium chrysogenum</i>						+															1	5
<i>Penicillium cf. corylophilum</i>			+																		1	5
<i>Penicillium crustosum</i>					+			+				+							+	+	5	25
<i>Penicillium expansum</i>		+		+																	2	10
<i>Penicillium cf. griseo-roseum</i>																		+			1	5
<i>Penicillium cf. melinii</i>										+											1	5
<i>Penicillium ochro-chloron</i>			+																		1	5
<i>Penicillium pallitans</i>											+										1	5
<i>Penicillium cf. spinulosum</i>								+								+	+				3	15
<i>Penicillium cf. waksmanii</i>	+																				1	5
<i>Penicillium velutinum</i>	+																				1	5
<i>Plectosporium tabacinum</i>												+									1	5
<i>Pythium irregulare</i> !	+	+	+		+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-
<i>Pythium oligandrum</i> !		+	+	+		+			+	+		+		+	+	+			+	+	-	-
<i>Scopulariopsis acremonium</i>													+			+		+		+	4	20
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>					+																1	5
<i>Sporothrix schenckii</i>								+		+							+				3	15
<i>Syncephalis spec.</i>													+								1	5
<i>Trichoderma atroviride</i>	+	+	+					+												+	5	25
<i>Trichoderma pseudokoningii</i>																	+				1	5
<i>Trichurus spiralis</i>							+														1	5
<i>Zygorrhynchus moelleri</i>								+													1	5
Konidienkette, oval	+															+					2	10
Summe	7	9	8	4	5	5	8	4	8	5	8	8	6	5	4	10	7	4	8	6	99	

Anzahl der Arten 39

Anzahl der Isolate 99

Durchschnittliche Anzahl 4,95

Arten / Kompostpartikel

* = dominante Arten

! = *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert

Tab. 26: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 12wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 1)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium spec.</i>					+			+				+	+							+	5	25
<i>Acremonium cf. kiliense</i>	+	+	+		+				+	+					+	+	+	+			10	50
<i>Aspergillus fumigatus</i>																	+				1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *	+				+			+	+	+	+		+	+	+	+		+		+	12	60
<i>Doratomyces stemonitis</i>			+				+	+		+		+			+			+			7	35
<i>Fusarium solani</i>			+		+													+			3	15
<i>Geomyces pannorum</i> *		+			+				+	+	+	+		+	+	+	+		+	+	12	60
Hefe					+		+														2	10
<i>cf. Monilia</i>	+	+					+						+								4	20
<i>Mortierella turficola</i>			+										+								2	10
<i>Mortierella vinacea</i>			+																		1	5
<i>Mortierella spec.</i>						+												+			2	10
<i>Mucor hiemalis</i>													+	+							2	10
<i>Mucor microsporus</i>		+					+	+								+					4	20
<i>Paecilomyces fulvus</i>		+																			1	5
<i>Penicillium albidum</i>	+																				1	5
<i>Penicillium expansum</i>			+	+				+				+	+								5	25
<i>Penicillium cf. melinii</i>	+																+				2	10
<i>Penicillium miczynskii</i>			+		+																2	10
<i>Penicillium cf. miczynskii</i>						+															1	5
<i>Penicillium pallitans</i>										+						+					2	10
<i>Penicillium cf. spinulosum</i>	+							+			+	+			+			+			6	30
<i>Penicillium cf. velutinum</i>	+																				1	5
<i>Penicillium cf. waksmani</i>		+																			1	5
<i>Pythium irregulare</i> !	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-
<i>Pythium oligandrum</i> !	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	-
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *						+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	12	60
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>	+		+										+			+	+		+		6	30
<i>Sporothrix schenckii</i>	+	+					+	+													4	20
<i>Trichoderma cf. pseudokonin</i>		+																			1	5
<i>Trichoderma atroviride</i>				+											+						2	10
<i>Zygorhynchus moelleri</i>		+						+													2	10
	11	11	10	4	8	4	8	10	5	7	7	7	9	5	9	9	8	9	3	5	111	

Anzahl der Arten 29
 Anzahl der Isolate 111
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 5,55

* = dominante Arten

! = *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert

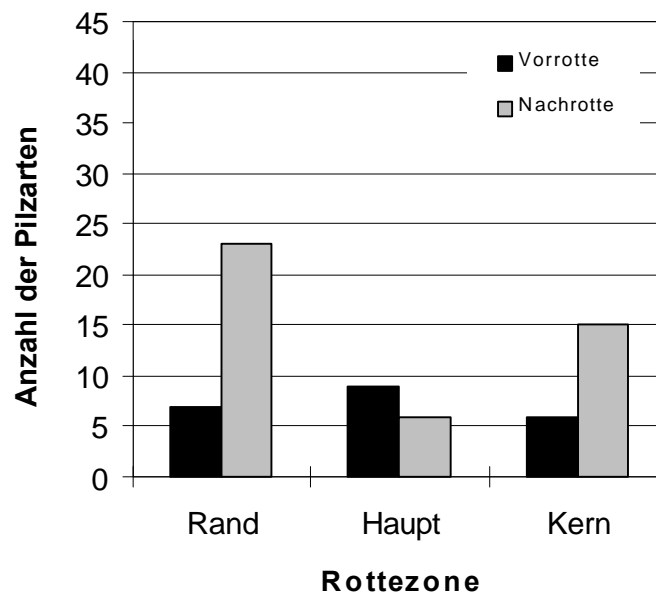
4.1.2.2 Versuchsreihe 2

14 verschiedene Pilzarten konnten nach der Vorrotte in der Box aus dem Frischkompost isoliert werden. Durchschnittlich 1-2 Arten waren auf den einzelnen Kompostpartikeln zu finden. Die dominierende Pilzflora bestand aus *Geotrichum candidum* und verschiedenen *Mucor*- und *Penicillium*-Arten. Der Artenumfang in der Hauptrottezone (9) war größer als in der Rand- (7) und der Kernzone (6) der Box.

Am Ende der Nachrotte hatte sich das Pilzspektrum mit insgesamt 32 Arten mehr als verdoppelt. Besonders stark besiedelt war die Randzone der Miete mit 23 verschiedenen Arten, gefolgt von der Kernzone (15) und der Hauptrottezone (6). Pro Kompostpartikel konnten in der Randzone der Miete zwischen 7 und 8 Arten, in der Kernzone zwischen 4 und 5 Arten und in der Hauptrottezone zwischen 0 und 1 Art isoliert werden. Als dominierende Pilze traten auf: *Botryotrichum piluliferum*, *Mortierella stylospora* und *Trichurus spiralis*. Außerdem waren *Trichoderma atroviride* und *Sporothrix schenckii* häufig vertreten.

Eine Zusammenfassung des Artenumfanges und der -verteilung in der Miete liegt in der Abbildung 12 vor. Die genaue Differenzierung des Pilzspektrums schließt sich in den Tabellen 27-32 (S. 60 ff) an.

Abb. 12: Artenumfang und -verteilung der Pilzflora einer Kompostmiete nach Herhof-Rotteboxbehandlung im Rotteverlauf (Versuchsreihe 2)



Tab. 27: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Geotrichum candidum</i>														+							1	5
<i>Mucor circinelloides</i>																				+	1	5
<i>Paecilomyces variotii</i>											+										1	5
<i>Penicillium corymbiferum</i>						+							+				+				3	15
<i>Penicillium cyclopium</i>												+		+							2	10
<i>Penicillium expansum</i>			+	+				+	+												4	20
sterile Hyphen	+															+					2	10
Summe	1	0	1	1	0	1	0	1	1	0	1	1	1	2	0	1	1	0	0	1	14	

Anzahl der Arten 7
 Anzahl der Isolate 14
 Durchschnittliche Anzahl 0,75
 Arten / Kompostpartikel

* dominante Arten

Tab. 28: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Geotrichum candidum</i> *	+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	19	95
Hefe							+	+													2	10
<i>Mucor circinelloides</i> *			+			+			+		+					+				+	6	30
<i>Mucor hiemalis</i> *													+	+	+		+	+	+		6	30
<i>Mucor racemosus</i>												+									1	5
<i>Paecilomyces variotii</i>						+			+	+											3	15
<i>Penicillium corymbiferum</i>				+																	1	5
<i>Penicillium griseofulvum</i>											+										1	5
<i>Penicillium cf. viridicatum</i>																+					1	5
Summe	1	1	2	2	1	3	2	2	3	1	3	2	2	2	2	3	2	2	2	2	40	

Anzahl der Arten 9
 Anzahl der Isolate 40
 Durchschnittliche Anzahl 2,00
 Arten / Kompostpartikel

* dominante Arten

Tab. 29: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 8tägiger Rotteboxbehandlung (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Aspergillus fumigatus</i> var. <i>ellipticus</i>								+													1	5
<i>Geotrichum candidum</i> *	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	20	100
Hefe			+				+			+			+					+			5	25
<i>Penicillium roqueforti</i>																+	+				2	10
<i>Penicillium corymbiferum</i>									+										+		2	10
sterile Hyphen							+														1	5
Summe	1	1	2	1	1	1	2	3	2	2	1	1	2	1	1	2	2	2	2	1	31	

Anzahl der Arten 6
 Anzahl der Isolate 31
 Durchschnittliche Anzahl 1,55
 Arten / Kompostpartikel

* = dominante Arten

Tab. 30: Pilzflora der Randzone einer Kompostmiete nach 11wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium spec.</i>	+		+					+				+		+		+	+		+	+	9	45
<i>Alternaria alternata</i>				+																	1	5
<i>Arthrotrichum amerospora</i>																		+			1	5
<i>Aspergillus spec.</i>									+												1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *		+		+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+			+	+		14	70
<i>Clonostachys roseum</i>									+		+	+	+		+	+		+			7	35
<i>Clonostachys solani</i>			+		+								+		+			+			5	25
<i>Cylindrocarpon tokinense</i>																		+			1	5
<i>Doratomyces stemonitis</i>	+																				1	5
<i>Fusarium filiferum</i>				+																	1	5
<i>Fusarium solani</i>				+																	1	5
<i>Geotrichum candidum</i>					+			+								+	+		+		5	25
<i>Mortierella stylospora</i> *	+	+	+				+				+		+	+	+	+		+		+	11	55
<i>Mortierella spec.</i>		+																+			2	10
<i>Mucor circinelloides</i> *		+	+		+			+		+			+	+				+	+		10	50
<i>Mucor hiemalis</i>			+	+	+		+					+				+			+	+	8	40
<i>Penicillium cyclopium</i> *	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	20	100
<i>Rhizopus arrhizus</i>		+											+		+		+				4	20
<i>Sporothrix schenckii</i> *	+	+	+	+		+	+			+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	16	80
<i>Trichoderma atroviride</i> *				+		+	+		+	+	+	+				+		+	+	+	11	55
<i>Trichoderma virens</i>	+	+					+						+								4	20
<i>Trichurus spiralis</i> *	+		+	+				+	+	+	+	+				+	+		+	+	12	60
<i>Verticillium lecanii</i>					+			+													2	10
Summe	7	8	8	9	7	4	7	7	6	6	7	8	8	6	8	9	6	11	8	7	147	

Anzahl der Arten 23
 Anzahl der Isolate 147
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 7,35

* = dominante Arten

Tab. 31: Pilzflora der Hauptrottezone einer Kompostmiete nach 11wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Aspergillus versicolor</i>	+						+														2	10
<i>Aspergillus spec.</i>														+	+						2	10
<i>Botryotrichum piluliferum</i>																	+				1	5
<i>Clonostachys solani</i>							+														1	5
Hefe								+													1	5
<i>Scopulariopsis brevicaulis</i>					+						+										2	10
Summe	1	0	0	0	1	0	2	1	0	0	1	0	0	1	1	0	1	0	0	0	9	

Anzahl der Arten 6
 Anzahl der Isolate 9
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 0,45

Tab. 32: Pilzflora der Kernzone einer Kompostmiete nach 11wöchiger Nachrotte (Kompostpartikelgröße 0,5-0,63 mm; Versuchsreihe 2)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium spec.</i>								+	+				+	+					+	+	6	30
<i>Aspergillus fumigatus</i>		+		+		+			+		+		+	+							7	35
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *	+	+	+		+	+	+						+	+		+			+	+	11	55
<i>Doratomyces stemonitis</i>												+									1	5
<i>Geomyces pannorum</i>						+															1	5
<i>Geotrichum candidum</i> *		+					+	+	+	+			+	+			+	+		+	10	50
Hefe			+			+								+							3	15
<i>Mortierella hygrophila</i>																+					1	5
<i>Mortierella stylospora</i> *	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	18	90
<i>Mortierella reticulata</i>											+						+			+	3	15
<i>Mucor circinelloides</i>			+				+	+	+							+					5	25
<i>Mucor hiemalis</i>		+			+			+								+					4	20
<i>Penicillium cyclopium</i>		+							+	+								+			4	20
<i>Sporothrix schenckii</i>							+														1	5
<i>Trichurus spiralis</i> *	+		+	+	+		+	+			+	+	+	+	+	+		+	+	+	15	75
Summe	3	5	6	3	4	4	6	6	6	3	4	3	6	6	3	5	3	4	4	6	90	

Anzahl der Arten 15
 Anzahl der Isolate 90
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 4,50

* = dominante Arten

4.2 Überprüfung der Pflanzenverträglichkeit der untersuchten Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen

Anhand der Tabellen 33 und 34 werden die Ergebnisse der statistischen Auswertung für die Versuchspflanzen Erbse (Sorte BÖRDI) und Weizen (Sorte KANZLER) getrennt aufgeführt:

Tab. 33: Komposterde als Kultursubstrat für Erbsenkeimlinge

Wiederholungen	Versuchsparameter	Versuchspflanze	Frischgewicht (Mittelwert) in g	Standartabweichung
40	Kontrolle	Erbse	6,90	4,81
Kompostierungsverfahren				
***	60	Mietenkompostierung	6,72	3,33
***	60	Rottebox	5,39	3,92
Rottestadium				
***	60	Vorrotte	7,66	3,28
***	60	Nachrotte	2,83	1,91
Mietenzone				
40	Randzone	Erbse	5,76	2,79
40	Hauptrottezone	Erbse	5,36	2,80
40	Kernzone	Erbse	7,04	4,93

*** Versuchspflanze hat signifikanten Einfluß auf das Frischgewicht; Signifikanzniveau: 0,1 %

Tab. 34: Komposterde als Kultursubstrat für Weizenkeimlinge

Wiederholungen	Versuchsparameter	Versuchspflanze	Frischgewicht (Mittelwert) in g	Standartabweichung
40	Kontrolle	Weizen	6,50	2,39
Kompostierungsverfahren				
***	60	Mietenkompostierung	5,93	1,32
***	60	Rottebox	4,66	2,08
Rottestadium				
60	Vorrotte	Weizen	5,13	1,74
60	Nachrotte	Weizen	5,64	2,03
Mietenzone				
40	Randzone	Weizen	5,89	2,04
40	Hauptrottezone	Weizen	4,55	1,67
40	Kernzone	Weizen	5,45	1,60

*** Versuchspflanze hat signifikanten Einfluß auf das Frischgewicht; Signifikanzniveau: 0,1 %

Im Falle der Erbse als Versuchspflanze konnte eine Abhängigkeit des Frischgewichtes von der Sterilität der Landerde statistisch signifikant festgestellt werden. Substratmischungen mit ungedüngter Landerde wiesen im Durchschnitt ein geringeres Frischgewicht auf.

Es konnten außerdem statistisch signifikante Unterschiede der Komposte zwischen den verschiedenen Kompostierungsverfahren und zwischen Vor- und Hauptrotte festgestellt werden. Komposte aus der Vorrottephase und lieferten schlechtere Wachstumsergebnisse als Komposte aus der Nachrottephase. Komposte aus der offenen Mietenrotte waren zur Pflanzenanzucht signifikant besser geeignet, als Komposte aus der Rottebox. Ob die untersuchten Komposte aus der Rand-, Hauptrotte- oder Kernzone der Mieten entnommen wurden, hatte nur unerheblichen Einfluß auf das Frischgewicht der Erbsenkeimlinge.

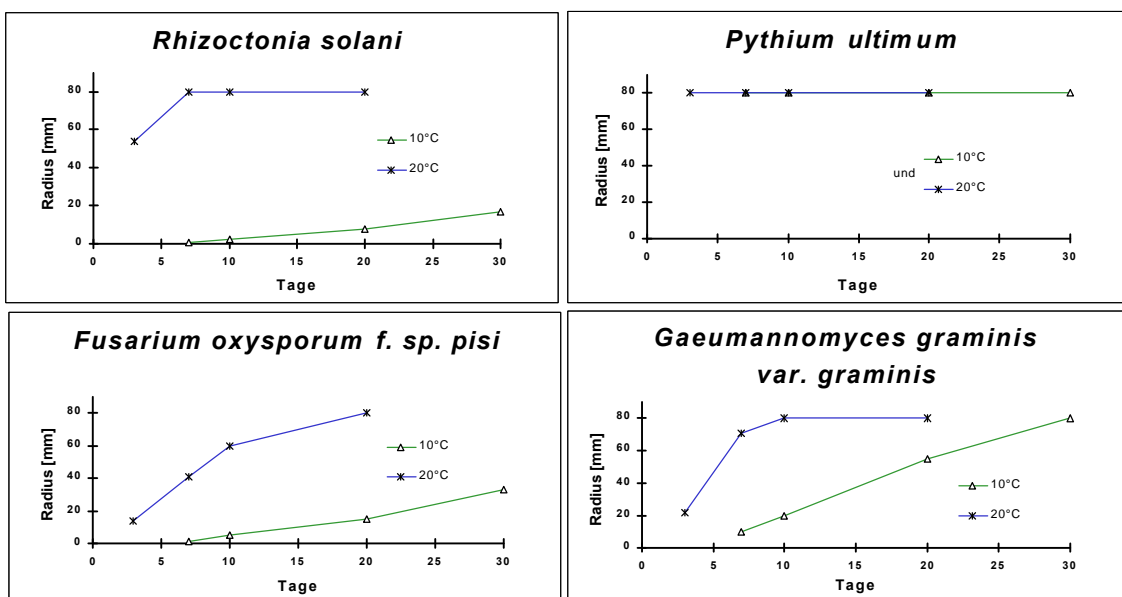
Demgegenüber zeigten die in den Substratmischungen angezogenen Weizenkeimlinge bezüglich des Frischgewichtes keine signifikanten Unterschiede zwischen den Varianten mit und ohne gedämpfte Landerde. Auch das Rottestadium der Komposte bzw. die Mietenzone, aus dem der Kompost entnommen wurde, spielte für das Wachstum der Keimlinge nur eine geringe Rolle. Komposte aus der offenen Mietenrotte waren aber, ebenso wie bei der Erbse als Versuchspflanze, zur Weizenanzucht signifikant besser geeignet als Komposte aus der Rottebox.

4.3 Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials der dominierenden Pilzarten in vitro

4.3.1 Wachstumsverhalten der getesteten Pilze bei 10 °C und 20 °C

Der Wachstumsverlauf der getesteten Isolate auf PDA wird in den folgenden Abbildungen 13 und 14 (S. 66 f) aufgeführt und getrennt für die phytopathogenen Pilze und die Pilze aus Komposterde besprochen:

Abb. 13: Wachstumsverlauf der phytopathogenen Pilze bei 10 °C und 20 °C (PDA)



Bei einer Temperatur von 20 °C herrschten für die ausgewählten, phytopathogenen Pilze wachstumsoptimale Bedingungen. Alle Isolate wuchsen bei dieser Temperatur relativ schnell und erreichten bis auf *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* im Zeitraum von 10 Tagen den maximal meßbaren Wachstumszuwachs von 80 mm im Durchmesser. *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* erreichte diesen Koloniedurchmesser bis zur letzten Messung nach 20 Tagen.

Bei einer Temperatur von 10 °C wuchs nur *Pythium ultimum* ohne Verzögerung. *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* erreichte nach einem fast linearen Wachstumsverlauf noch innerhalb von 30 Tagen einen Koloniedurchmesser von 80 mm. *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* und vor allem *Rhizoctonia solani* wuchsen dagegen aufgrund der suboptimalen Temperatur deutlich verzögert.

Abb. 14: Wachstumsverlauf der Pilze aus Komposterde bei 10 °C und 20 °C (PDA)

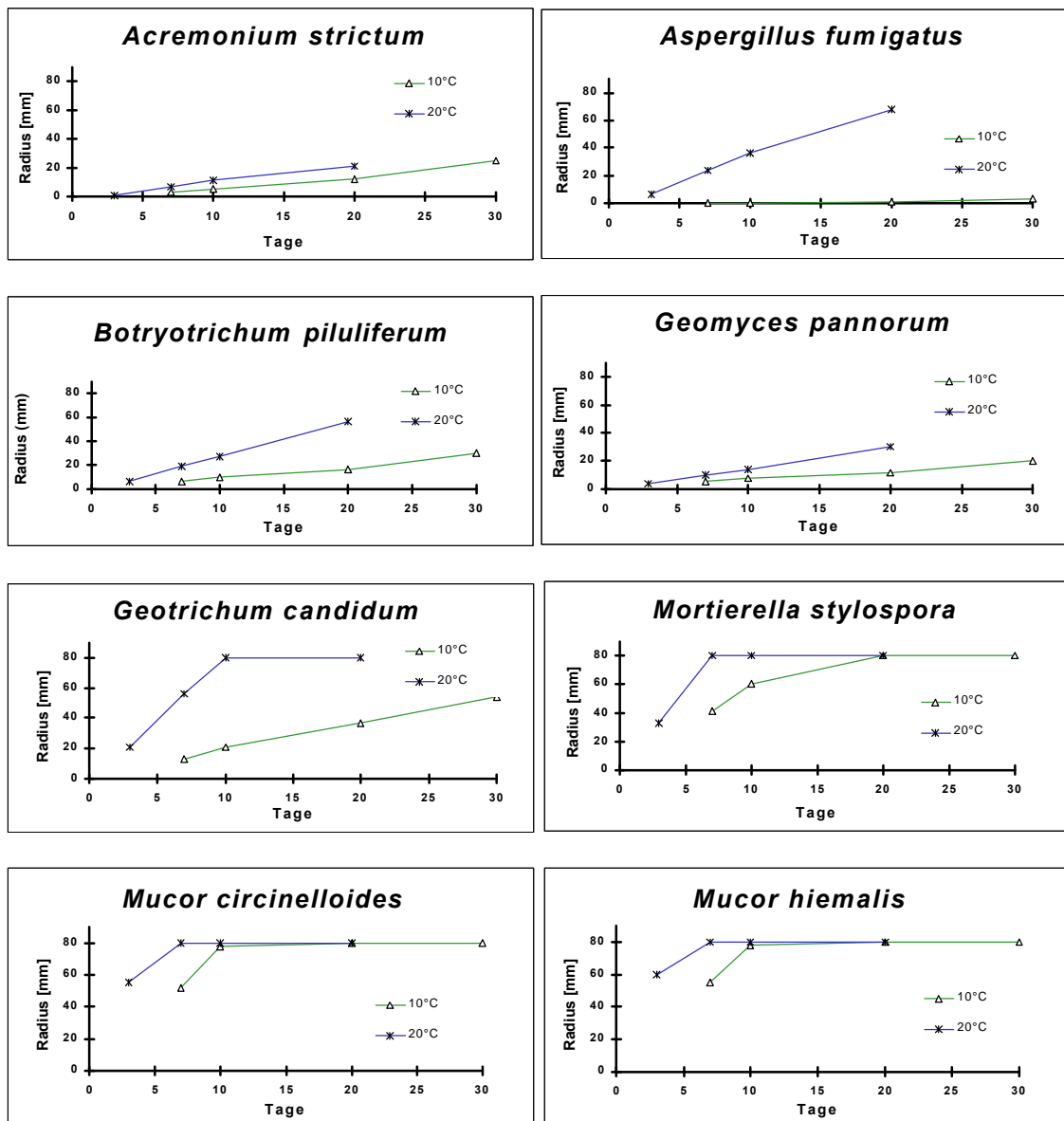
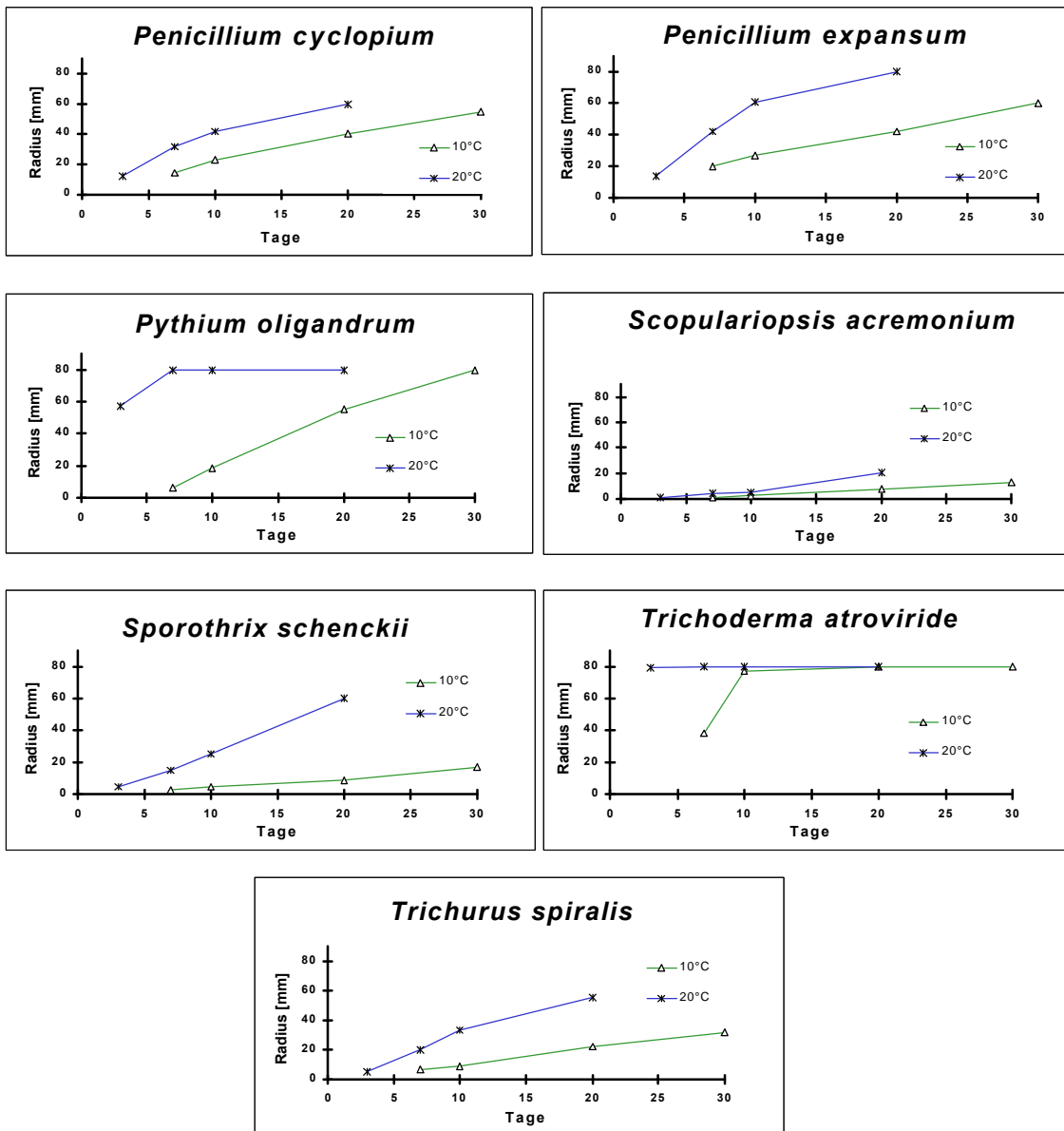


Abb. 14: Wachstumsverlauf der Pilze aus Komposterde bei 10 °C und 20 °C (PDA)
(Fortsetzung)



Zu den schnellwachsenden Isolaten gehörten *Mucor circinelloides*, *Mucor hiemalis*, *Trichoderma atroviride*, *Pythium oligandrum*, *Mortierella stylospora*, *Geotrichum candidum* und *Penicillium expansum*. Alle diese Arten erreichten im wachstumsoptimalen Temperaturbereich von 20 °C den maximal möglichen Zuwachs von 80 mm im Durchmesser. Außer den Arten *Penicillium expansum* und *Geotrichum candidum* erreichten die aufgeführten Isolate, auch bei einer suboptimalen Temperatur von 10 °C, einen Koloniedurchmesser von 80 mm im Durchmesser.

Zu den mäßig schnell wachsenden Isolaten gehörten *Penicillium cyclopium*, *Trichurus spiralis*, *Sporothrix schenckii*, *Botryotrichum piluliferum* und *Aspergillus fumigatus*. Bei einer Tempera-

tur von 20 °C erreichten alle Isolate einen Wachstumszuwachs von mehr als 40 mm Durchmesser innerhalb von 20 Tagen. Eine Absenkung der Temperatur auf 10 °C verzögerte das Wachstum dieser Arten mehr oder weniger stark. Während Isolate wie z.B. *Penicillium cyclopium* und *Trichurus spiralis* annähernd parallel verlaufende Wachstumskurven bei 10 °C und 20 °C aufwiesen, wurde das Wachstum von *Aspergillus fumigatus*, *Sporothrix schenckii* und *Botryotrichum piluliferum* überproportional stark verzögert bzw. kam bei dem Isolat von *Aspergillus fumigatus* fast zum Erliegen.

Zu den langsam wachsenden Arten gehörten: *Acremonium strictum*, *Geomyces pannorum* und *Scopulariopsis acremonium*. Sie erreichten selbst bei einer wachstumsoptimalen Temperatur von 20 °C innerhalb von 20 Tagen weniger als 40 mm im Koloniedurchmesser. Bei einer Temperatur von 10 °C wurde das Wachstum dieser Arten entsprechend vermindert.

4.3.2 Ergebnisse in vitro bei 10 °C und 20 °C

Die IBE aller 15 in vitro untersuchten Pilzarten wird im folgenden für 10 °C und 20 °C getrennt besprochen. Die drei Beurteilungsparameter, aus denen sich der IBE zusammensetzt, sind zusätzlich aufgeführt. Jeder Einzelwerte stellt den Durchschnitt aus 6 Wiederholungen nach 20 (20°C) bzw. 30 Tagen (30°C) dar. Die Pilzarten sind in alphabetischer Abfolge angeordnet.

Pilzisolat: *Acremonium strictum* (BBA 68720)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-1	0	0	-1
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	0	0
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-4	0	-3	-7
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: Das Wachstum von *Acremonium strictum* wurde von *Pythium ultimum* mittelmäßig und *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* stark gehemmt. *Acremonium strictum* wurde von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* schwach gehemmt. *Rhizoctonia solani* und *Acremonium strictum* beeinflussten sich aufgrund beiderseitigem verzögerten Wachstum gegenseitig nicht.

20 °C: *Acremonium strictum* wurde von *Pythium ultimum* mittelmäßig, von allen anderen phytopathogenen Pilzen stark im Wachstum gehemmt.

Pilzisolat: *Aspergillus fumigatus* (BBA 68771)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-2	0	-1	-3
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-1	0	-1	-2
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-2	0	-1	-3
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-3	0	-1	-4
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Aspergillus fumigatus* wuchs sehr schwach und wurde von allen pathogenen Pilzen gehemmt. Unterschiede der IBE ergaben sich aus dem Grad des Umwachsens der Kolonie von *Aspergillus fumigatus*. Dieser wiederum war von der Wachstumsgeschwindigkeit des pathogenen Pilzes abhängig.

20 °C: *Aspergillus fumigatus* wurde von *Rhizoctonia solani* und von *Pythium ultimum* stark und von *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* bzw. *Gaeumannomyces graminis var. graminis* mittelmäßig im Wachstum gehemmt.

Pilzisolat: *Botryotrichum piluliferum* (BBA 68752)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	1	-1	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-1	1	0	0
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	0	0	0	0
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	1	0	1
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Botryotrichum piluliferum* wurde von *Pythium ultimum* mittelstark im Wachstum gehemmt. Gegenüber *Gaeumannomyces graminis var. graminis* bildete es eine Hemmzone aus, ansonsten beeinflussten sich diese beiden Pilze im Wachstum gleich stark. *Botryotrichum piluliferum* hemmte *Rhizoctonia solani* leicht. *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* und *Botryotrichum piluliferum* beeinflussten sich im Wachstum gleichstark.

20 °C: *Botryotrichum piluliferum* wurde von allen phytopathogenen Pilzen stark gehemmt.

Pilzisolat: *Geomyces pannorum* (BBA 68774)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-1	0	1	0
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	0	0	-1	-1
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	0	0
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-3	0	0	-3
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-3	0	0	-3
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Geomyces pannorum* wurde von *Pythium ultimum* umwachsen und bildete anfangs eine Hemmzone aus, die im Verlauf der Kultivierung wieder verschwand. *Geomyces pannorum* wurde von *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* leicht gehemmt. *Gaeumannomyces graminis var. graminis* bzw. *Rhizoctonia solani* und *Geomyces pannorum* beeinflussten sich im Wachstum gleichstark.

20 °C: *Rhizoctonia solani* hemmte das Wachstum von *Geomyces pannorum* stark. Alle anderen phytopathogenen Pilze hemmten das Wachstum von *Geomyces pannorum* mittelmäßig.

Pilzisolat: *Geotrichum candidum* (BBA 68682)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-3	-7
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-3	0	0	-3
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	3	0	0	3
	<i>Rhizoctonia solani</i>	3	0	0	3
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-3	-7
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	0	0	0	-1
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Geotrichum candidum* wurde von *Pythium ultimum* im Wachstum stark und von *Gaeumannomyces graminis var. graminis* mittelmäßig gehemmt. Dagegen wurden *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* und *Rhizoctonia solani* selbst mittelmäßig gehemmt.

20 °C: *Geotrichum candidum* wurde von *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani* und *Gaeumannomyces graminis var. graminis* stark im Wachstum gehemmt. *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* hemmte das Wachstum von *Geotrichum candidum* leicht.

Pilzisolat: *Mortierella stylospora* (BBA 68727)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-2	0	-1	-3
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	1	5
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	0	4
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-3	-7
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	0	0	0	0
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	1	0	1	2
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Mortierella stylospora* wurde von *Pythium ultimum* stark und von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* mittelstark im Wachstum gehemmt und hemmte selbst *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* und *Rhizoctonia solani* mittel-stark.

20 °C: *Mortierella stylospora* wurde von *Pythium ultimum* und *Rhizoctonia solani* stark im Wachstum gehemmt. Es hemmte selbst *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* schwach. *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und *Mortierella stylospora* beeinflussten sich gegenseitig im Wachstum gleichstark.

Pilzisolat: *Mucor circinelloides* (BBA 68626)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	3	7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	2	6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	2	6
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	1	5
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	2	6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	0	0

10 °C: *Mucor circinelloides* wurde von *Pythium ultimum* stark im Wachstum gehemmt. Die übrigen phytopathogenen Pilze wurden ihrerseits von *Mucor circinelloides* stark gehemmt.

20 °C: *Mucor circinelloides* wurde von *Pythium ultimum* stark gehemmt. Es hemmte *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* stark. *Mucor circinelloides* und *Rhizoctonia solani* beeinflussten sich gegenseitig im Wachstum gleichstark.

Pilzisolat: *Mucor hiemalis* (BBA 68681)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	3	7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	2	6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	2	6
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-3	0	-1	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	3	7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	3	7
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	0	0

10 °C: *Mucor hiemalis* wurde von *Pythium ultimum* mittelmäßig gehemmt. Es hemmte selbst die übrigen phytopathogenen Pilze stark.

20 °C: *Mucor hiemalis* wurde von *Pythium ultimum* mittelmäßig gehemmt. Es hemmte selbst *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* und *Gaeumannomyces graminis var. graminis* stark. *Mucor hiemalis* und *Rhizoctonia solani* beeinflussten sich gegenseitig gleichstark im Wachstum.

Pilzisolat: *Penicillium cyclopium* (BBA 68761)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-1	0	0	-1
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	2	0	1	3
	<i>Rhizoctonia solani</i>	1	0	1	2
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	0	0	0	0
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Penicillium cyclopium* wurde von *Pythium ultimum* mittelstark und von *Gaeumannomyces graminis var. graminis* schwach im Wachstum gehemmt. *Penicillium cyclopium* hemmte *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* mittelstark und *Rhizoctonia solani* leicht im Wachstum. Anfänglich auftretende Hemmzonen gegenüber den Pathogenen verschwanden im Versuchsablauf aber wieder.

20 °C: *Penicillium cyclopium* wurde von *Pythium ultimum* mittelstark und von *Gaeumannomyces graminis var. graminis* und *Rhizoctonia solani* stark im Wachstum gehemmt. *Fusarium oxysporum f. sp. pisi* und *Penicillium cyclopium* beeinflussten sich gegenseitig gleichstark im Wachstum.

Pilzisolat: *Penicillium expansum* (BBA 68648)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-3	0	0	-3
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	3	7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	2	6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	2	6
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	0	0	0	0
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	2	0	1	3
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	1	0	0	1
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Penicillium expansum* wurde von *Pythium ultimum* mittelstark im Wachstum gehemmt und hemmte selbst die übrigen phytopathogenen Pilze stark. *Penicillium expansum* bildete anfänglich gegenüber allen pathogenen Pilzen eine Hemmzone aus, die im Verlauf des Versuches wieder verschwand.

20 °C: *Penicillium expansum* wurde von *Rhizoctonia solani* stark im Wachstum gehemmt und hemmte selbst *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und *Fusarium oxysporum* f. *sp. pisi* leicht. *Penicillium expansum* und *Pythium ultimum* beeinflussten sich im Wachstum gleichstark.

Pilzisolat: *Pythium oligandrum* (BBA 68733)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	?	0	?	?
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	2	6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	0	4
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	0	4
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	?	0	?	?
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	2	6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	3	7
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	0	0

10 °C: Die Abgrenzung von *Pythium ultimum* war aufgrund der sehr ähnlichen Myzelstruktur auch mikroskopisch schwierig. Ein eindeutiges Ergebnis war aus diesem Grund nicht möglich. *Pythium oligandrum* hemmte *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* stark, *Fusarium oxysporum* f. *sp. pisi* und *Rhizoctonia solani* mittelmäßig.

20 °C: Eine eindeutige Abgrenzung von *Pythium ultimum* war nicht möglich. *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* wurden von *Pythium oligandrum* stark gehemmt. *Rhizoctonia solani* und *Pythium oligandrum* beeinflussten sich gegenseitig gleichstark.

Pilzisolat: *Scopulariopsis acremonium* (BBA 68702)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-2	0	-2	-4
	<i>Rhizoctonia solani</i>	0	0	-1	-1
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	0	-4
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-3	-7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Scopulariopsis acremonium* wurde von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und von *Pythium ultimum* stark und von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* mittelmäßig im Wachstum gehemmt. *Rhizoctonia solani* hemmte *Scopulariopsis acremonium* schwach im Wachstum.

20 °C: *Scopulariopsis acremonium* wurde von *Pythium ultimum* mittelstark und von allen übrigen Pathogenen stark im Wachstum gehemmt.

Pilzisolat: *Sporothrix schenckii* (BBA 68775)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-2	0	0	-2
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-1	0	0	-1
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-3	-7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Sporothrix schenckii* wurde von *Pythium ultimum* und *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* stark und von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* und *Rhizoctonia solani* schwach im Wachstum gehemmt.

20 °C: *Sporothrix schenkii* wurde von allen phytopathogenen Pilzen stark im Wachstum gehemmt.

Pilzisolat: *Trichoderma atroviride* (BBA 68768)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	2	0	1	3
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	3	7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	3	7
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	3	7
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	0	0	0	0
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	4	0	3	7
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	4	0	3	7
	<i>Rhizoctonia solani</i>	4	0	1	5

10 °C: *Trichoderma atroviride* hemmte *Pythium ultimum* mittelmäßig und alle anderen phytopathogenen Pilze stark im Wachstum.

20 °C: *Trichoderma atroviride* und *Pythium ultimum* beeinflussten sich gegenseitig gleichstark im Wachstum. Die übrigen phytopathogenen Pilze wurden von *Trichoderma atroviride* stark gehemmt.

Pilzisolat: *Trichurus spiralis* (BBA 68620)

Temp.	Pathogene Pilze	Umschließen der Kolonie	Hemmzone	Reduktion der Koloniegröße	IBE (Σ)
10 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-3	0	0	-3
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-1	0	-1	-2
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-1	0	0	-1
20 °C	<i>Pythium ultimum</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	-4	0	-2	-6
	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	-4	0	-1	-5
	<i>Rhizoctonia solani</i>	-4	0	-3	-7

10 °C: *Trichurus spiralis* wurde von *Pythium ultimum* stark, von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* mittelstark und von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* und *Rhizoctonia solani* schwach im Wachstum gehemmt.

20 °C: *Trichurus spiralis* wurde von allen phytopathogenen Pilzen stark im Wachstum gehemmt.

Insgesamt zeigten 9 der 15 getesteten Pilze aus Komposterde bei 10 °C und 6 Pilzarten bei 20 °C antagonistische Effekte gegenüber einem oder mehreren der ausgewählten phytopathogenen Pilze:

10 °C (PDA, 30 Tage)

1. *Botryotrichum piluliferum*
2. *Geotrichum candidum*
3. *Mortierella stylospora*
4. *Mucor circinelloides*
5. *Mucor hiemalis*
6. *Penicillium cyclopium*
7. *Penicillium expansum*
8. *Pythium oligandrum*
9. *Trichoderma atroviride*

20 °C (PDA, 20 Tage)

1. *Mortierella stylospora*
2. *Mucor circinelloides*
3. *Mucor hiemalis*
4. *Penicillium expansum*
5. *Pythium oligandrum*
6. *Trichoderma atroviride*

Die sechs der 15 dominierenden Pilzarten aus Komposterde, die bei 10 °C und 20 °C antagonistisch wirksam waren, sind im Überblick dargestellt:

10 °C

Pilze aus Komposterde	Phytopathogene Pilze			
	<i>Pythium ultimum</i>	<i>Rhizoctonia solani</i>	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	<i>Gaeumannomyces gram. var. graminis</i>
<i>Mucor hiemalis</i>	-4	6	6	7
<i>Mucor circinelloides</i>	-5	6	6	7
<i>Mortierella stylospora</i>	-5	4	5	-3
<i>Pythium oligandrum</i>	?	4	4	6
<i>Penicillium expansum</i>	-3	6	6	7
<i>Trichoderma atroviride</i>	3	7	7	7

20 °C

Pilze aus Komposterde	Phytopathogene Pilze			
	<i>Pythium ultimum</i>	<i>Rhizoctonia solani</i>	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	<i>Gaeumannomyces gram. var. graminis</i>
<i>Mucor hiemalis</i>	-4	0	7	7
<i>Mucor circinelloides</i>	-5	0	6	5
<i>Mortierella stylospora</i>	-7	-7	2	0
<i>Pythium oligandrum</i>	?	0	7	6
<i>Penicillium expansum</i>	0	-7	1	3
<i>Trichoderma atroviride</i>	0	5	7	7

Legende:

+	=	antagonistisch wirksam
--	=	nicht antagonistisch wirksam
0	=	kein / gleichstarker gegenseitg. Einfluß
?	=	keine Abgrenzung möglich

4.4 Überprüfung des antiphytopathogenen Potentials ausgewählter Pilzarten anhand von Biotests

4.4.1 Überprüfung der Infektiosität der phytopathogenen Testpilze und Auswahl geeigneter Inokulumdichten

Anhand mehrerer Vorversuche wurde die Infektiosität der phytopathogenen Pilze im Vergleich zu einer unbeimpften Kontrolle überprüft und die Auswahl geeigneter Inokulumdichten für die Jungpflanzenversuche vorgenommen.

Zusammenfassend kann folgendes festgestellt werden:

- Verschiedene Inokulumdichten wurden überprüft. Für die Isolate *Fusarium redolens*, *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und *Fusarium oxysporum* f. sp. *lisi* wurde eine Inokulationskonzentration von 1 zu 3 ausgewählt. Die Schädigung der Testpflanzen im Vergleich zur Kontrolle lag bei dieser Konzentration zwischen 30 und 50 % (Parameter: Frischgewicht).
- Die Isolate von *Rhizoctonia solani* und *Pythium ultimum* wirkten sehr virulent gegenüber der Erbse als Testpflanze. Deshalb wurden niedrigere Inokulumdichten von 1 zu 10 für *Rhizoctonia solani* und 1 zu 100 für *Pythium ultimum* eingesetzt. Trotzdem wurden die Testpflanzen zu mehr als 90 % geschädigt.
- Alle für den Biotest ausgewählten phytopathogenen Pilze reduzierten das Wachstum der Testpflanzen signifikant zur Kontrolle (Dunnnett-Test; Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$) und konnten daher als infektiös bezeichnet werden (Ergebnisse siehe Anhang, Tabelle 42, S. 115).
- Die Pilze aus Komposterde beeinflussten das Wachstum der Erbse als Testpflanze in der verwendeten Inokulumdichten von 1 zu 3 im Vergleich zur unbeimpften Kontrolle nicht oder im Falle von *Pythium oligandrum* sogar signifikant positiv (Dunnnett-Test, Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$; Ergebnisse siehe Anhang, Tabelle 43, S. 115).

4.4.2 Das antiphytopathogene Potential ausgewählter Pilze aus Komposterde

Die 5 ausgewählten Pilze aus Komposterde wirkten unterschiedlich stark antagonistisch auf die verschiedenen Pathogene. Die Ergebnisse wurden statistisch überprüft (T-Test, Signifikanzniveau $\alpha = 0,05$) und sind in der Tabelle 35 (S. 78) zusammengefaßt.

Tab. 35: Antiphytopathogenes Potential ausgewählter Pilze aus Komposterde im Biotest

Pathogene Pilze	Antagonisten aus Komposterde				
	<i>Penicillium expansum</i>	<i>Mucor hiemalis</i>	<i>Mortierella stylospora</i>	<i>Trichoderma atroviride</i>	<i>Pythium oligandrum</i>
<i>Rhizoctonia solani</i>	-	+	-	+	-
<i>Gaeumannomyces graminis</i> var. <i>graminis</i>	+	+	+	-	+
<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>psi</i>	+	-	-	+	+
<i>Fusarium redolens</i>	+	-	-	+	+
<i>Pythium ultimum</i>	+	+	+	+	+

Legende: + signifikant antagonistisch wirksam
 - nicht signifikant antagonistisch wirksam

Penicillium expansum und *Pythium oligandrum* hatten in Kombination mit allen getesteten phytopathogenen Pilzen außer *Rhizoctonia solani* einen signifikant positiven Einfluß auf das Wachstum der Testpflanzen im Vergleich zur Kontrolle (nur Pathogen). *Trichoderma atroviride* zeigte antagonistische Wirksamkeit gegenüber allen getesteten Pathogenen mit Ausnahme von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis*.

Mortierella stylospora war nachweislich gegenüber *Pythium ultimum* und *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* antagonistisch wirksam, *Mucor hiemalis* zudem noch gegenüber *Rhizoctonia solani*.

4.5 Nährstoffanalyse der Komposte

Die Ergebnisse der Nährstoffanalyse sind der sich anschließenden Tabelle 36 zu entnehmen.

Tab. 36: Nährstoffanalyse der Komposte aus beiden Rotteverfahren

Proben- bezeichnung	pH	Volumen in ml (feucht)	Phosphor	Kalium	Magnesium
			in mg/100g lufttrockener Substanz*		
			je 100 g Probenmaterial		
J1-R	7,3	245	159,9	567,2	36,0
J1-H	7,3	240	147,8	498,6	39,0
J1-K	7,3	250	173,0	557,4	37,5
J2-R	7,6	220	145,7	606,5	37,0
J2-H	7,4	215	139,7	517,6	35,0
J2-K	7,4	225	132,8	621,3	37,0
J3-R	7,8	220	99,5	478,1	37,0
J3-H	7,5	210	96,6	468,2	35,0
J3-K	7,4	205	94,1	458,3	34,0
J4-R	7,7	220	109,7	418,8	32,0
J4-H	7,5	200	120,4	418,8	31,0
J4-K	7,9	200	118,4	478,1	31,0
R2-R	6,2	420	155,2	853,5	41,0
R2-H	7,6	360	148,2	893,0	40,0
R2-K	7,7	380	138,9	893,0	37,0
R3-R	7,5	340	81,8	843,6	50,0
R3-H	7,1	360	119,7	744,8	37,0
R3-K	6,8	300	75,4	636,2	34,0
R4-R	7,5	320	128,7	616,4	42,0
R4-H	7,7	380	126,6	725,1	48,0
R4-K	7,6	300	105,0	527,5	36,0

* lufttrocken: 24 Stunden bei 60 °C getrocknet

Die pH-Werte aller untersuchten Kompostproben lagen sowohl nach der Vorrotte, als auch am Ende der Nachrotte, im neutralen Bereich um pH 7,5.

Das rotteboxbehandelte Material wies ein um 50-100 % höheres Volumen auf als die Proben aus dem Verfahren der offenen Mietenkompostierung.

Die Fertigkomposte aus beiden Rotteverfahren enthielten zwischen 100 und 150 mg Phosphor in 100 g lufttrockener Substanz. Die Gehalte der Frischkomposte lagen in der Regel etwas niedriger bei 100-120 mg pro 100g lufttrockener Substanz.

Die Kaliumgehalte des rotteboxbehandelten Materials (600-900 mg/100g lufttrockener Substanz) lagen um durchschnittlich 30 % über den Gehalten der Proben aus der offenen Mietenkompostierung (400-600 mg/100g lufttrockener Substanz). Auch die Magnesiumgehalte der Komposte aus der Rottebox lagen höher als in dem offen kompostierten Material. Die Fertigkomposte enthielten durchschnittlich 40-50 mg Magnesium pro 100g lufttrockener Substanz, im Vergleich zu 30-40 mg Magnesium in den Fertigkomposten aus der offenen Mietenkompostierung.

Insgesamt lagen die Nährstoffgehalte der Kompostproben im Vergleich zu dem im Mittel angegebenen Werten für Grün- und Bioabfallkomposte (vgl. Tabelle 4, S. 22) unter dem Durchschnitt.

5 Diskussion der Ergebnisse

5.1 Das Pilzspektrum in Abhängigkeit von ökologischen Faktoren während des Rotteprozesses

Das Artenspektrum und die Menge der sich bildenden Biomasse im Rotteverlauf ist grundsätzlich abhängig von drei verschiedenen Faktoren (DICKMAN, 1992):

- dem Mikroklima (Feuchtigkeit, Temperatur, pH-Wert, Sauerstoffgehalt),
- der Qualität der Ressourcen (u.a. Nährstoffgehalt) und
- den Wechselwirkungen der Mikroorganismen zueinander.

Die am Rottevorgang beteiligte Pilzflora ist an der Zersetzung der organischen Substanz ganz maßgeblich beteiligt. Sie ist fähig, auch schwer abbaubare Kohlenstoff- und Stickstoffverbindungen wie z.B. Cellulose, Chitin, Lignin, Xylan und Keratin ab- und umzubauen und schafft so die Voraussetzung zur Huminstoff- und Dauerhumusbildung (GRABBE, 1996). Erst so kann aus einem inhomogenen Gemisch von Bioabfällen, humusreiche Komposterde entstehen.

Ob ein Pilz den Rottevorgang überdauern bzw. maßgeblich gestalten kann, hängt vor allem von dessen Fähigkeit ab, die während der Intensivrotte auftretenden hohen Temperaturen von über 60 °C in Form von Ruhestadien, beispielsweise als Dauersporen oder Sklerotien, zu überdauern. Zu Beginn der Rotte sind schwach saure pH-Werte des Substrates um ca. pH 5,5 die Regel. Am Ende der Nachrotte liegt der pH-Wert im neutralen bis leicht basischen Bereich um pH 7-8. Je nach Zusammensetzung des kompostierten Materials und dem Rottestadium enthalten Frischkomposte circa 50 % und Fertigkomposte etwa 30 % Wasser. Salzgehalte von ca. 5 g/l Frischsubstanz sind in Biomüllkomposten nicht ungewöhnlich (VOGTMANN et al., 1989).

Zudem ist die Besiedelungsdichte eines Pilzes im Substrat abhängig von dessen Potential sich gegenüber mikrobiellen Konkurrenten durchzusetzen (GRIFFIN, 1972; WEBSTER, 1983). Eine stärkere Besiedelungsdichte ist beispielsweise möglich durch eine höhere Wachstums- und Sporulationsintensität (z.B. Gattungen *Pythium* und *Mucor*), einen effektiveren enzymatischen Aufschluß von Nährstoffen, einen weiteren Toleranzbereich bezüglich Temperatur und Salzgehalt, oder durch die Produktion abiotisch wirkender Stoffwechselprodukte (z.B. Antibiotika bzw. Mykotoxine der Gattungen *Penicillium*, *Aspergillus* und *Geomyces*).

Der Pilzflora in Komposterden kommt demnach in ihrer quantitativen und qualitativen Zusammensetzung eine bedeutende Rolle zu. Zum einen sind deren Stoffwechselleistungen zur Dauerhumusbildung unverzichtbar. Zum anderen wird durch eine hohe Besiedelungsdichte und Diversität von Komposterden mit apathogenen Pilzarten die Neubesiedelung von Substraten mit Phytopathogenen erschwert (TRILLAS-GAY, 1986; TOYOTA et al., 1995). Deshalb kommt dem Pilzspektrum von Komposterden auch unter phytohygienischen Gesichtspunkten eine besondere Bedeutung zu.

5.1.1 Die dominierende Pilzflora der Komposterde

99 Pilzarten aus 43 Gattungen konnten aus allen Kompostproben isoliert werden (vgl. 4.1). Die Pilzflora der Frisch- und Fertigkomposte umfaßte fast ausschließlich mesothermophile, saprophytische und unter phytosanitären Gesichtspunkten unbedenkliche oder antagonistisch wirkende Pilzarten. Nur in einer Charge des rotteboxbehandelten Materials trat das als pathogen bekannte *Pythium irregulare* auf. In geringem Umfang konnten auch thermotolerante Pilzarten isoliert werden (z.B. *Aspergillus fumigatus*, *Humicola fuscoatra*).

Auf 15 verschiedene Pilzarten entfielen fast 70 % der Isolate aller untersuchten Frisch- und Fertigkomposte. Das bestätigt die Ergebnisse der Untersuchungen von KLOPOTEK (1962 und 1979), nach denen bei der Kompostierung von Rohmüll, trotz der unterschiedlichen Zusammensetzung und der Vielzahl der darin enthaltenen Nährstoffe, nur wenigen Pilzarten eine Entwicklungsmöglichkeit geboten wurde.

Die dominanten 15 Arten sind ubiquitär verbreitet und mit Ausnahme der thermotoleranten Art *Aspergillus fumigatus* mesothermophil. Alle übrigen dominanten Arten wachsen optimal bei Temperaturen zwischen 20 °C und 30 °C und maximal bei Temperaturen von etwa 35 °C bis 40 °C. Der tolerierte pH-Bereich reicht von minimal pH 2,5 (*Penicillium expansum*) bis maximal pH 8,8 (*Mucor hiemalis*).

Aspergillus fumigatus wächst laut Literaturangaben in einem Temperaturbereich von 12 °C bis 57 °C. Das Wachstumsoptimum liegt bei Temperaturen zwischen 37 °C und 43 °C. Ein pH-Bereich von pH 3,7 bis pH 7,8 wird toleriert. Die Abbauleistungen dieses Pilzes sind vielfältig, so unter anderem Stärke, Cellulose, Pektin, Chitin, Tannin und verschiedene Proteinverbindungen. Zudem ist von *Aspergillus fumigatus* die Bildung organischer Säuren, wie z.B. Zitronensäure und von Toxinen bzw. antibiotisch wirkenden Substanzen bekannt (DOMSCH & GAMS, 1993). *Aspergillus fumigatus* gilt als schwach humanpathogen (BG CHEMIE, 1991).

Als Erreger von Mykosen bei Mensch und Tier sind auch die Pilzarten *Sporothrix schenckii*, *Geotrichum candidum* und *Mucor circinelloides* wiederholt beschrieben worden. Für weitere Ausführungen hierzu sei auf die Literatur verwiesen (HOOG et al., 1995; STAIB, 1978 und 1991; BG CHEMIE, 1991; EMMONS et al., 1977).

Die Bedeutung der Pilze bei den Abbau- und Umbauprozessen von organischem Material sind bereits hinlänglich untersucht worden (DOMSCH & GAMS, 1993, KLOPOTEK, 1979; GRABBE, 1996). Der Abbau hochmolekularer Kohlenstoff- und Stickstoffverbindungen wird von allen diesen Pilzarten geleistet.

Die Bildung antibiotisch wirkender Substanzen ist aus der Literatur von *Geomyces pannorum* und den verschiedensten *Trichoderma*- und *Penicillium*-Arten bekannt (DOMSCH & GAMS, 1993). Damit in Zusammenhang steht auch deren nachweisliche Wirkung gegenüber verschiedenen Pathogenen (KOCH, 1996; MUKHERJEE et al., 1993; ARX, 1987).

5.1.2 Die Pilzflora am Ende der Vorrotte

Nach dem Abschluß der Vorrotte (Heißrottephase) war das Pilzspektrum der Biomüllkomposte aus beiden Kompostierungsverfahren im Hinblick auf den Artenumfang und die Besiedelungsdichte auffallend gering, im Probenmaterial der offenen Kompostmiete allerdings noch erheblich deutlicher als im rotteboxbehandelten Material (vgl. Anhang, Tabelle 40, S. 111f). Zurückzuführen ist die geringe Besiedelung mit Pilzen sicherlich auf die hohen Rotte-temperaturen von bis zu 75 °C. Im Falle der offenen Mietenkompostierung wirkten diese hohen Temperaturen über einen längeren Zeitraum auf das Rottegut ein als während des Rottebox-Verfahrens.

Die große Artendifferenz in den beiden Versuchsreihen der offenen Mietenrotte ist auffällig, da weder der Temperaturverlauf, noch die Umsetzhäufigkeit der Mieten sich erheblich unterschieden. Während in der Versuchsreihe 1 nur 5 Arten nach der Vorrotte isoliert werden konnten, waren in der Versuchsreihe 2 25 Arten zu finden. Vermutlich spielt neben der Rottetemperatur die Feuchte des Rottegutes eine wichtige Rolle. Aufgrund der Jahreszeit (August/September) trocknete das Rottegut der Versuchsreihe 2 so stark aus, daß es bewässert werden mußte, während die Miete der Versuchsreihe 1 im Winter ausreichend feucht blieb. Man kann davon ausgehen, daß diese „trockene“ Hitzeeinwirkung das Pilzspektrum weniger stark geschädigt hat.

Das Artenspektrum der beiden Frischkomposte umfaßte in allen Rottezonen vor allem ubiquitär verbreitete, saprophytische Pilzarten, die beim Abbau des organischen Materials von großer Bedeutung sind (DOMSCH & GAMS, 1993).

In beiden Komposten häufig zu finden waren die Gattungen *Acremonium*, *Mucor*, *Geomyces*, *Geotrichum* und verschiedene *Penicillium*-Arten. Auch Hefen, die sich bevorzugt auf Substraten mit einem hohen Gehalt an leicht verfügbaren Nährstoffen ansiedeln (BARNETT et al., 1990), waren in beiden Proben vorhanden. Ebenfalls häufig traten die Gattungen *Scopulariopsis* und *Botryotrichum* in der offen kompostierten Miete auf, während in der Haupt- und Kernzone der Miete nach der Rotteboxbehandlung wiederholt *Pythium oligandrum* zu finden war. *Pythium oligandrum* ist bekannt als Mykoparasit und Antagonist pathogener *Pythium*-Arten, beispielsweise von *Pythium ultimum* (AL-HAMBANI et al., 1983; COOKE & BAKER, 1983; LUTEHMAEN et al., 1985; WALTER et al., 1987). Auch das Auftreten verschiedener *Trichoderma*-Arten in beiden Biomüllkomposten ist unter phytosanitären Gesichtspunkten positiv zu bewerten, da diese ebenfalls die Wirkung phytopathogener Pilze hemmen können (PAPAVIZAS, 1981 und 1985; BELL et al., 1982; TONG-KWEE et al., 1989).

Insgesamt kann die Pilzflora der untersuchten Frischkomposte aus phytopathogener Sicht als unbedenklich eingestuft werden.

5.1.3 Die Pilzflora am Ende der Nachrotte

Am Ende der Nachrotte veränderte sich das Pilzspektrum der untersuchten Komposte sowohl qualitativ als auch quantitativ erheblich. Während die Artenhäufigkeit in Proben des offen kom-

postierten Rottegutes teilweise sogar leicht zurückging, nahm sie im rotteboxbehandelten Probenmaterial um das zwei- bis dreifache an Umfang zu (vgl. Anhang, Tabelle 41, S. 113 f). Für diesen Effekt dürfte hauptsächlich die unterschiedliche Rotteführung verantwortlich sein.

Das offen kompostierte Rottegut wurde während der Vorrotte mehrmals umgesetzt. Dadurch konnte das gesamte Material gut durchmischt und gleichmäßig hoch erhitzt werden. Nach Ablauf der Vorrotte kam es nur noch zu geringen Mietenbewegungen. Im Mieteninneren trat eine Abkühlung des Kompostmaterials langsam ein, wobei die Pilzflora weiter dezimiert wurde. Die Mietenrandzone kühlte schneller aus, so daß sich eine größere Artenvielfalt - wahrscheinlich unterstützt durch eine Kontamination mit Pilzsporen aus der umgebenden Luft - erhalten bzw. ausbilden konnte. Dadurch entstand auch eine ausgeprägtere Zonierung innerhalb der Miete als nach der Vorrotte. Die auftretenden Arten der Gattungen *Clonostachys* und *Trichoderma* sind als Antagonisten gegenüber phytopathogenen Vertretern der Gattungen *Rhizoctonia* bzw. *Pythium* bekannt (u.a. STEINMETZ, 1994; MUKHERJEE et al., 1995). Die Gesamtpilzflora läßt sich aus phytopathogener Sicht als unbedenklich einstufen. Die Verschiebung innerhalb der Pilzflora beruht vermutlich auf den sich verändernden Umweltbedingungen (Nährstoffe, Temperatur). Nach der Vorrotte basiert die Nährstoffgrundlage nicht mehr hauptsächlich auf niedermolekularen organischen Stoffen wie Zuckern, organischen Säuren usw., sondern auf schwerer abbaubaren Verbindungen wie beispielsweise Cellulose und Lignin (GRABBE, 1996).

Im Gegensatz dazu, wurde das rotteboxbehandelte Material während der 8tägigen Vorrotte nicht bewegt, aber im Verlauf der Nachrotte als offene Miete regelmäßig mit dem Radlader umgesetzt:

Die Miete der Versuchsreihe 1 (Januar bis März 1995) wurde in einem 14tägigen Turnus umgesetzt. Die Rottetemperaturen sanken im Mieteninneren von anfänglich ca. 70 °C auf 20-30 °C. Durch die sinkenden Rottetemperaturen konnte sich das Pilzspektrum erwartungsgemäß wieder erholen bzw. sich neue Arten ansiedeln. Das sehr starke Ansteigen der Pilzflora und das Auftreten von *Pythium irregulare* deuten aber darauf hin, daß es bei den Umsetzungsvorgängen wahrscheinlich zu einer Kontamination durch die Radladerschaufel gekommen ist. Vermutlich wurde nicht hygienisierter Bioabfall transportiert und anschließend die Miete umgesetzt.

In der Miete der Versuchsreihe 2 sank die Temperatur des Rottegutes im Verlauf der Nachrotte von anfangs 60 °C bis auf 20 °C. Um eine zu schnelle Temperaturabsenkung aufgrund der kühlen Außentemperaturen (Oktober-Dezember 1995) zu vermeiden, wurde das Rottegut nur zweimal umgesetzt und mit Fertigkompost abgedeckt. Aufgrunddessen läßt sich der Anstieg des Artenspektrums in der Randzone der Miete leicht erklären. Die Mietenabdeckung während der Nachrotte bewirkte, daß über längere Zeit Temperaturen von etwa 60 °C im Mieteninneren auftraten. Ebenso wie im Falle der offenen Mietenrotte, führten konstant höhere Temperaturen im Mieteninneren bei geringer Rottegutbewegung zu einer deutlichen Reduzierung des Pilzspektrums in der Hauptrottezone. Nur 6 verschiedene Pilzarten konnten aus dieser Rottezone isoliert werden. Im Vergleich dazu waren es in der Mietenrandzone 23 verschiedene Arten und in der Kernzone 15.

Die Gesamtpilzflora der Komposte aus dem Rottebox-Verfahren läßt sich bis auf das Auftreten von *Pythium irregulare* in der Versuchsreihe 1 aus phytopathogener Sicht als unbedenklich einstufen. *Pythium irregulare* ist als Verursacher von Wurzel- und Stengelfäule verschiedener Wirtspflanzen (AGRIOS, 1988) bekannt. Daneben stark vertreten waren die Pilzgattungen *Acremonium*, *Mucor*, *Penicillium* und *Trichoderma* in der Versuchsreihe 1 und *Botryotrichum*, *Mortierella*, *Trichurus* und *Trichoderma* in der Versuchsreihe 2.

5.2 Pflanzenverträglichkeit der untersuchten Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen

Die Sterilität der Landerde war nur für das Wachstum der Erbsenkeimlinge von Bedeutung. Deren Frischgewicht war nachweislich niedriger bei Mischungen mit ungedämpfter Landerde. Demgegenüber zeigten die in den Substratmischungen angezogenen Weizenkeimlinge bezüglich des Frischgewichtes keine signifikanten Unterschiede zwischen den Varianten mit und ohne gedämpfte Landerde.

Direkte Zusammenhänge mit der pilzlichen Mikroflora in Form von vorhandenen phytopathogenen Pilzen ließ sich nicht erkennen. Zu vermuten sind Einflüsse von Stoffwechselprodukten aus dem mikrobiellen Stoffumsatz, beispielsweise organische Säuren (GRABBE, 1996). Auch die Anwesenheit anorganischer Schadstoffe im Kompost ist möglich, die sowohl die Nährstoffverfügbarkeit im Boden, als auch die Nährstoffaufnahme durch die Pflanze, empfindlich stören können (REINHARDT, 1996).

Komposte aus der offenen Mietenrotte waren, ebenso wie bei der Erbse als Versuchspflanze, zur Weizenanzucht signifikant besser geeignet als Komposte aus der Rottebox. Die Nährstoffdichte lag aber in den Komposten aus der Rottebox sogar zum Teil höher als im Rottegut der offenen Mietenkompostierung (vgl. 4.5). Auch in diesem Fall kann das Vorhandensein von Phytotoxinen bzw. Schadstoffen vermutet werden, die das Pflanzenwachstum direkt oder durch geringere Nährstoffverfügbarkeit beeinflussen haben.

Fertigkomposte waren für das Wachstum der Erbsenkeimlinge besser geeignet als Frischkomposte. Dieses Ergebnis entspricht den Erwartungen, da im Verlauf der Rotte der Mineralisierungsgrad des organischen Materials und damit auch die Pflanzenverfügbarkeit der Nährstoffe zunimmt. Für das Wachstum der Weizenkeimlinge spielte das Rottestadium aber keine nachweisliche Rolle. Offensichtlich reagiert der Weizen als Versuchspflanze wesentlich weniger empfindlich als die Erbse.

Die Mietenzone, aus dem der Kompost entnommen wurde, hatte weder Einfluß auf das Wachstum der Erbsen-, noch der Weizenkeimlinge.

5.3 Die antagonistische Wirksamkeit und Wirkungsweise von Komposterde gegenüber phytopathogenen Pilzen

Bei der Verwendung von Komposten als Pflanzsubstrat kann das Auftreten bodenbürtiger Erreger von Keimlingskrankheiten zurückgedrängt werden. Allerdings ist die Stärke der suppressiven Wirkung abhängig von der Art des kompostierten Rohmaterials und dem Reifegrad. Mit zunehmenden Reifegrad der Komposte steigt in der Regel auch die Artenhäufigkeit und Besiedelungsdichte mit antagonistisch wirksamen Mikroorganismen (GORODECKI, 1990; CHUNG et al., 1988).

Im Bereich der biologischen Bekämpfung von Pflanzenkrankheiten hat sich die Forschung schon früh den mikrobiellen Antagonisten phytopathogener Schaderreger zugewandt. Aus den zwanziger Jahren dieses Jahrhunderts sind erste Versuche zu ihrer Anwendung im Pflanzenschutz bekannt (COOKE & BAKER, 1983). Seit den siebziger Jahren wurden die Bemühungen um eine Nutzung von Mikroorganismen deutlich verstärkt. Die Liste der auf ihr antagonistisches Potential untersuchten Mikroorganismen umfaßt verschiedene Gattungen Gram-negativer und Gram-positiver Eubakterien sowie Aktinomyceten, Pilze und Bakteriophagen (BOCHOW, 1970 und 1989; YUAN et al., 1995, SHAH-SMITH et al., 1996; ASAKA et al., 1996; SADLERS, 1996; ROBERTS et al., 1997).

Die Wirkungsweise mikrobieller Gegenspieler von Pflanzenkrankheiten läßt sich auf die drei Grundprinzipien *Konkurrenz*, *Parasitismus* und *Antibiose* zurückführen (KOCH, 1996).

Konkurrenz bezieht sich auch im Zusammenhang mit der Bekämpfung von Pflanzenkrankheiten durch Antagonisten vor allem auf den Lebensraum und die Nährstoffe. *Parasitismus* ist eine Form des Zusammenlebens verschiedener Organismen zum einseitigen Vorteil des Parasiten auf Kosten des Wirtes. Lebt der Wirt selbst parasitisch, wie z.B. ein phytopathogener Pilz, so bezeichnet man den auf ihm lebenden Parasiten als Hyperparasiten. Unter *Antibiose* versteht man die Hemmung der Entwicklung oder Abtötung einer Mikroorganismenart durch eine andere mittels erzeugter Stoffwechselprodukte, wie lytischer Agenzien, Enzyme oder toxische Substanzen (FRAVEL, 1988). *Konkurrenz*, *Parasitismus* und *Antibiose* treten häufig gemeinsam auf. Daneben liegen auch Anhaltspunkte für indirekte Wirkungen mikrobieller Antagonisten vor. Es gibt verschiedene Berichte, nach denen Pflanzen nach Inokulation mit bestimmten Mikroorganismen eine Resistenz gegen phytopathogene Schadorganismen entwickelten. Bei der sogenannten *Resistenzinduktion* geht die hemmende Wirkung nicht von Mikroorganismen, sondern von der Pflanze aus.

Die Anwendung von kompostiertem Klärschlamm als Substratzuschlag in Gewächshauskulturen führte beispielsweise zur Reduzierung des Befalls von Bohnen, Baumwolle und Rettich mit *Rhizoctonia solani*, dem *Sclerotinia*-Befall bei Salat, der *Fusarium*-Welke bei der Gurke und der Spitzenfäule durch *Phytophthora* spp. bei Paprika (LUMSDEN et al., 1983).

Komposte aus Baumrinde, die den Kultursubstraten zugegeben wurden, reduzierten nachweislich den Befall mit *Rhizoctonia solani* und *Pythium ultimum*. Die suppressive Wirkung der

Komposte nahm mit dem Reifegrad zu, was mit einer entsprechend ansteigenden Mikroflora korrelierte. Hohe Celluloseanteile im Kultursubstrat förderten dagegen einen Befall (CHUNG et al., 1988). Als verantwortlich für die suppressive Wirkung dieser Komposte gelten vor allem *Trichoderma*- und *Gliocladium*-Arten, beispielsweise *Trichoderma hamatum*, *Trichoderma harzianum* und *Gliocladium virens* (CHUNG et al., 1990; NELSON et al., 1983; LEWIS et al., 1995). *Gliocladium virens* wurde allerdings bereits als synonym zu *Trichoderma virens* beschrieben (Arx, 1987).

Anhand der selbst durchgeführten Versuche kann die antagonistische Wirkung eines aus Kompost isolierten Stammes von *Trichoderma atroviride* diese Ergebnisse noch untermauern. Es konnten aber desweiteren auch in unterschiedlichem Maße antagonistische Effekte der Arten *Pythium oligandrum*, *Penicillium expansum*, *Mucor hiemalis* und *Mortierella stylospora* gegenüber ausgewählten Pathogenen in vivo und in vitro festgestellt werden (vgl. 4.3 bzw. 4.4).

Kompostsubstrate können auch den Befall durch Blattkrankheiten einschränken. BUDDE & WELTZIEN (1988) haben eindeutige Ergebnisse hierzu für den Befall von Gerste durch *Erysiphe graminis* vorgelegt. Je höher der Anteil von Kompost im Substrat war, desto geringer war der Mehltaubefall der Blätter. Diese Ergebnisse konnten auch bei der Gurke mit dem reduzierten Befall von Gurkenmehltau (*Sphaerotheca fuliginea*) bestätigt werden (SAMERSKI & WELTZIEN, 1988). Es wurde zudem nachgewiesen, daß durch die Anwendung von Komposten eine stimulierende Wirkung auf die antagonistische Mikroflora der Kultursubstrate ausgeübt werden kann (DE BRITO ALVAREZ et al., 1994).

Ein weiterer Weg zur Verwendung von Komposten wurde mit der Herstellung und Anwendung von Kompostextrakten in Form von Blattapplikationen oder als Zugabe zum Pflanzsubstrat beschritten. So konnte nachgewiesen werden, daß wässrige Kompostextrakte einen hohen suppressiven Effekt gegenüber *Botrytis cinerea*, dem Erreger der Graufäule, besitzen. Durchgeführt wurden Untersuchungen an Erdbeerpflanzen und Kopfsalat im Freiland und Buschbohnenblättern im Labor (DITTMER et al., 1990; MC QUILKEN et al., 1994). Auch dem Befall mit *Phytophthora infestans*, dem Erreger der Kartoffelkrautfäule und *Sphaerotheca fuliginea*, dem Erreger des echten Gurkenmehltaus, konnte erfolgreich mit einer Blattapplikation von Kompostextrakten begegnet werden (TRÄNKNER, 1990 und 1993).

Im allgemeinen basiert die Wirkung bei der Anwendung von Kompostextrakten nicht auf einem direkten, d.h. pilztötenden Einfluß der enthaltenen Mikroflora, sondern auf der Aktivierung der Widerstandsmechanismen der Pflanze z.B. durch Lignineinlagerungen in die Zellwand. Diese Reaktion wird als *induzierte Resistenz* bezeichnet. Ein Einsatz von Kompostextrakten ist daher als vorbeugende Maßnahme zur Steigerung der Abwehrfähigkeit der Pflanze und nicht zur Bekämpfung eines bereits befallenen Pflanzenbestandes sinnvoll.

5.4 Das antagonistische Potential der dominierenden Pilzarten aus der Komposterde

5.4.1 Das antagonistische Potential in vitro

Die antagonistische Wirksamkeit von Komposterden gegenüber phytopathogenen Pilzen beruht vor allem auf deren mehr oder weniger starken Besiedelung mit Mikroorganismen.

Bisher wurde die antagonistische Wirksamkeit vor allem auf verschiedene *Trichoderma*-Arten zurückgeführt (CHUNG et al., 1988 und 1990; NELSON et al., 1983; LEWIS et al., 1995; Mischke, 1997). Eine umfangreichere Überprüfung von aus Kompost isolierten Pilzspezies auf deren antagonistische Wirksamkeit hatte bislang noch nicht stattgefunden.

Aus diesem Anlaß wurden die 15 Pilzgattungen, die als dominante Pilzflora aus allen Kompostproben ermittelt werden konnten, auf ihr antiphytopathogenes Potential gegenüber einem oder mehr der phytopathogenen Pilze *Pythium ultimum*, *Rhizoctonia solani*, *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* und *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* überprüft. Die ausgewählten Pathogene sind in Gartenbau und Landwirtschaft wirtschaftlich bedeutende Schaderreger.

Pythium ultimum und *Rhizoctonia solani* sind Erreger der „Umfallkrankheit“, die in der Literatur auch als „damping-off“ bekannt ist. Dabei können Keimlinge und Jungpflanzen aller Pflanzenarten durch Wurzel- und Stengelfäule geschädigt bzw. zum Absterben gebracht werden. *Rhizoctonia solani* kann in Form von Sklerotien und *Pythium ultimum* in Form von Dauersporen mehrere Jahre im Boden infektiösfähig bleiben (COOKE & BAKER, 1983).

Gaeumannomyces graminis var. *graminis* kann pathogen auf verschiedene Getreidearten und Gräser wirken. Die Erkrankung wird auch als „take-all“ bezeichnet. Das Pathogen infiziert zuerst die Pflanzenwurzel und breitet sich dann, sowohl innerhalb als auch außerhalb des Cortex, über den Stengel bis zur Ähre aus. Äußerlich sichtbare Symptome sind dunkle Verfärbungen (Läsionen) an Wurzeln und Stengel und - als ein Zeichen für das Absterben der befallenen Pflanze - der Bewuchs mit weißem Pilzmycel („white heads“).

Fusarium oxysporum ist ein Pathogen, das häufig auf bestimmte Wirte spezialisiert ist. Es sind bereits über 70 *formae speciales* bekannt. Das Pathogen breitet sich im Vaskularsystem der Wirtspflanze aus, was zu Chlorosen, Verfärbungen, Welke und anschließendem Absterben der befallenen Pflanzen führt. *Fusarium oxysporum* kann in Form von Chlamydosporen mehrere Jahre im Boden überdauern (COOKE & BAKER, 1983).

9 der 15 dominanten Pilze aus Komposterde wirkten bei 10 °C und 6 der 15 Arten bei 20 °C antagonistisch gegenüber den Pathogenen. Starke antagonistische Effekte traten bei *Mucor circinelloides*, *Mucor hiemalis*, *Pythium oligandrum*, *Trichoderma atroviride* und bei *Penicillium expansum* bei 10 °C und 20 °C auf. *Trichoderma atroviride* konnte als einzige Art alle phytopathogenen Pilze, einschließlich *Pythium ultimum*, bei 10 °C im Wachstum hemmen. Schwach antagonistisch wirkten: *Geotrichum candidum*, *Mortierella stylospora*, *Botryotrichum piluliferum*, *Geomyces pannorum* und *Penicillium cyclopium*.

Die Erhöhung der Temperatur auf 20 °C bewirkte, daß einige der untersuchten Pilze in der Regel stärker als bei 10 °C gehemmt wurden (z.B. *Acremonium strictum*, *Scopulariopsis acremonium*, *Sporothrix schenckii*). Diese Pilze wachsen relativ langsam und sind bei einer wachstumsoptimalen Temperatur von 20 °C noch stärker benachteiligt als bei 10 °C. Auffallend war die starke Temperaturabhängigkeit von *Rhizoctonia solani*. *Rhizoctonia solani* wurde bei einer Temperatur von 10 °C von allen antagonistisch wirkenden Pilzen aus Komposterde in mehr oder weniger starkem Umfang gehemmt. Bei einer Temperatur von 20 °C konnte nur noch *Trichoderma atroviride* *Rhizoctonia solani* hemmen. Die übrigen, antagonistisch wirkenden Pilzarten, hatten auf *Rhizoctonia solani* entweder keinen Einfluß mehr (*Mucor circinelloides*, *Mucor hiemalis*, *Pythium oligandrum*) oder wurden von diesem selbst gehemmt (*Penicillium cyclopium*, *Geotrichum candidum*, *Mortierella stylospora*, *Penicillium expansum*, *Botryotrichum piluliferum*).

Botryotrichum piluliferum, *Geomyces pannorum*, *Penicillium expansum*, *Penicillium cyclopium* und *Trichoderma atroviride* bildeten gegenüber den phytopathogenen Pilzen deutliche Hemmzonen aus, die auf die Bildung biostatischer Substanzen hinweisen.

Bei der Auswertung der Tests traten Schwierigkeiten durch Sporenstreuung v.a. bei den Gattungen *Penicillium*, *Geomyces* und *Trichurus* auf. Durch die Streuung der Pilzsporen bilden sich gleichzeitig an verschiedenen Stellen der Petrischale Kolonien aus. Dadurch kann das Wachstum des konkurrierenden Pilzes unnatürlich eingeschränkt und die Meßwerte der Koloniedurchmesser beider Testpilze verfälscht werden. Als schwierig stellte sich außerdem die optische Trennung von Pilzen mit ähnlicher Myzel- und Substratstruktur heraus. Die Kolonien von *Pythium oligandrum* und *Pythium ultimum* waren sich beispielsweise makro- und mikroskopisch so ähnlich (KRÖBER, 1985), daß - ohne das Auftreten typischer Sporangien und Oogonien - eine Abgrenzung nicht möglich war. Um die Streuung von Pilzsporen weitestgehend zu verhindern, ist zu empfehlen, noch nicht sporulierendes Myzel zu übertragen und die Petrischalen vor Erschütterungen zu schützen. Beispielhaft wird der Wachstumsverlauf von *Penicillium expansum* in Kombination mit den phytopathogenen Testpilzen bei 10 °C und bei 20 °C nach 30 Tagen in den Abbildungen 15 und 16 (S. 89) dargestellt.

Abb. 15: *Penicillium expansum*: Wachstumsverlauf in vitro bei 10 °C nach 30 Tagen

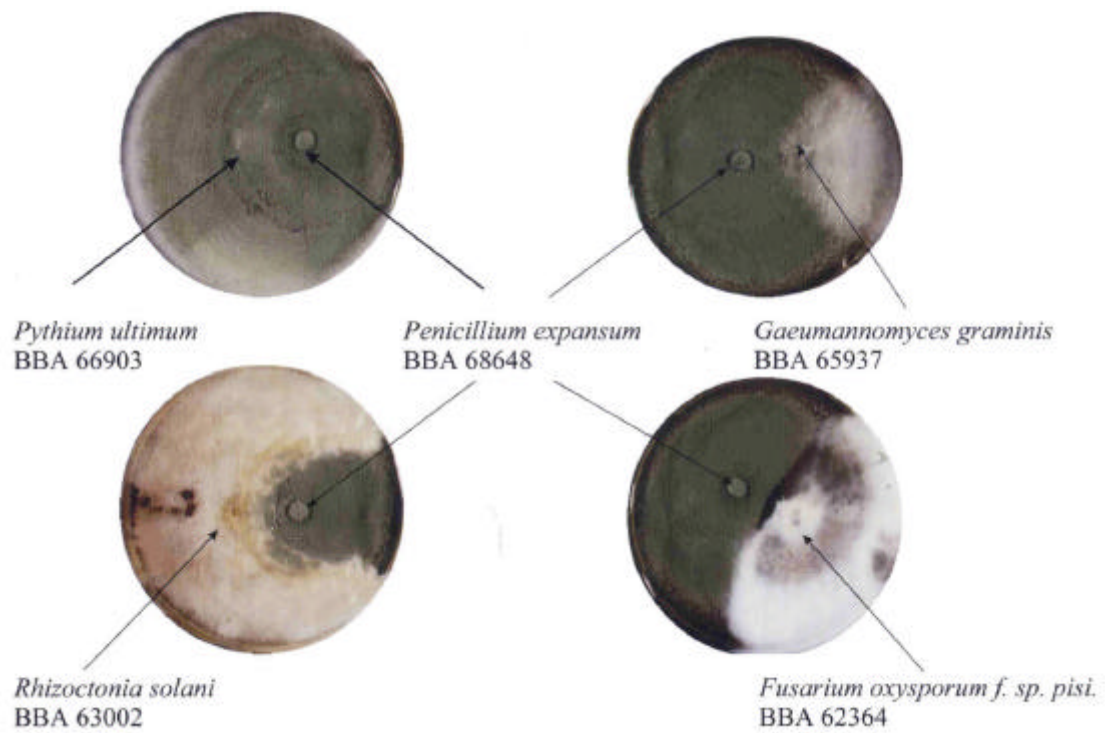
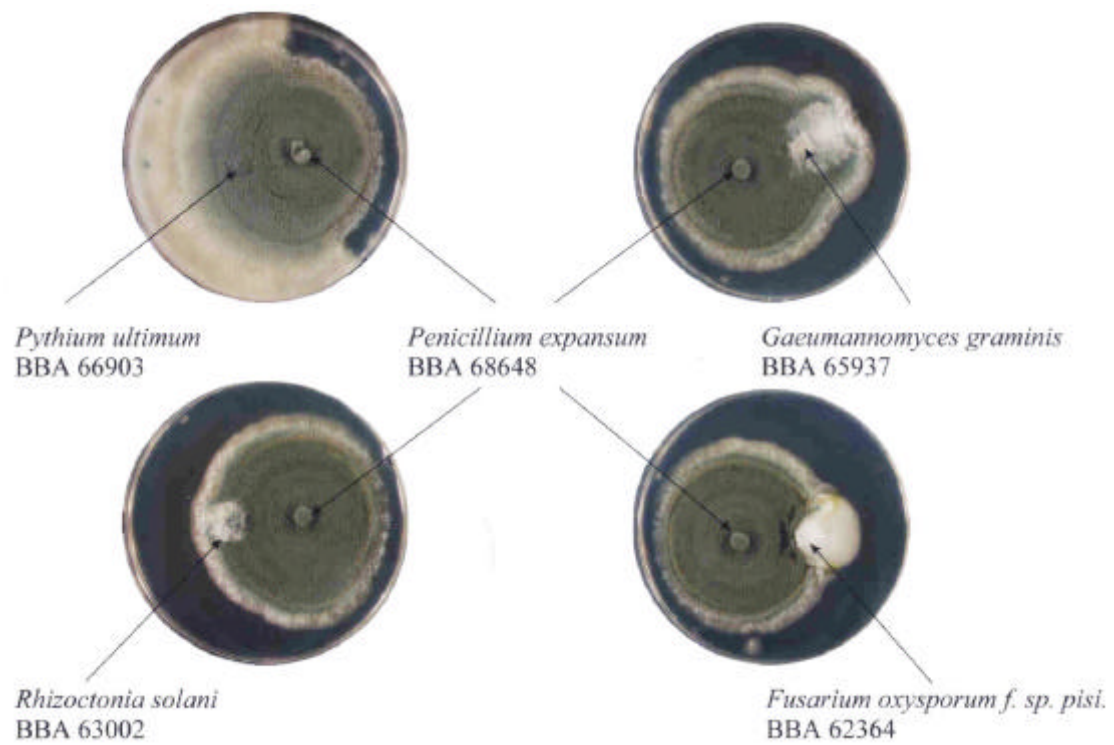


Abb. 16: *Penicillium expansum*: Wachstumsverlauf in vitro bei 20 °C nach 30 Tagen



5.4.2 Das antagonistische Potential ausgewählter Pilze in vivo

Bei den Ergebnissen der Plattentests handelte es sich um die Beobachtung konkurrierender Pilze unter stark standardisierten Laborbedingungen. Daraus ergab sich die Frage, ob und inwieweit sich diese in vitro Ergebnisse auch in vivo, beispielsweise bei der Anzucht von Jungpflanzen (ad planta), wiederfinden lassen.

Trichoderma atroviride, *Pythium oligandrum*, *Penicillium expansum*, *Mucor hiemalis*, *Mucor circinelloides* und *Mortierella stylospora* wirkten in vitro am stärksten antagonistisch gegenüber den ausgewählten Pathogenen. Deshalb wurden diese Pilzarten nochmals ad planta untersucht.

Die für den Plattentest eingesetzten Isolate von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* (BBA 65937) und *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* (BBA 62364) erwiesen sich als nicht ausreichend pathogen im Vergleich zur unbeimpften Kontrolle. Vermutlich ging diese Eigenschaft im Verlauf der Konservierung verloren. Diese Pilze wurden durch andere Isolate der gleichen Art ersetzt (vgl. 4.4.2).

Aufgrund der unterschiedlichen Infektiosität der phytopathogenen Pilze und der entsprechend verschiedenen Inokulumdichten, können die Einzelergebnisse nicht direkt miteinander verglichen werden. Auch ein direkter Vergleich zu den Ergebnissen in vitro ist aufgrund der unterschiedlichen Versuchsanordnung und der zum Teil ersetzten oder neu aufgenommenen Isolate (vgl. 4.1.1) nicht möglich.

Trotzdem läßt sich anhand der Jungpflanzenversuche erkennen, daß die in vitro antagonistisch wirksamen Pilzisolat diese Wirksamkeit auch größtenteils in vivo beibehalten konnten. Deutliche Abweichungen traten nur bei folgenden Antagonistenpaaren auf:

- *Trichoderma atroviride* konnte sowohl bei 10 °C, als auch bei 20 °C in vitro *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* stark im Wachstum hemmen (IBE = 7). In vivo ließ sich dieser Effekt nicht mehr nachweisen. Das im Biotest eingesetzte Isolat von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* wirkte offensichtlich nicht nur pathogener auf die Weizenpflanzen, sondern auch aggressiver gegenüber *Trichoderma atroviride*. Es ist möglich, daß dieses Isolat in höherem Maße abiotische Substanzen gebildet hat. Die übrigen vier Antagonisten wurden davon aber wenig beeinflusst und konnten die pathogene Wirkung von *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis* deutlich vermindern.
- *Mucor hiemalis* und *Mortierella stylospora* beeinflussten die pathogene Wirkung von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* und *Fusarium redolens* im Biotest nicht, obwohl diese Isolate in vitro durchaus dazu in der Lage waren. Auch das Isolat von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* wurde im Biotest ersetzt, so daß diese Abweichung darauf zurückgeführt werden könnte. Die übrigen drei Antagonisten bestätigten ihre antagonistische Wirksamkeit auch in vivo. *Fusarium redolens* wurde zwar in vitro nicht getestet, die Biotest-Ergebnisse sind aber identisch mit denen des Isolates von *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi*.
- Im Gegensatz dazu, waren *Mucor hiemalis* und *Mortierella stylospora* in vivo fähig, antagonistisch gegenüber *Pythium ultimum* zu wirken, obwohl beide Isolate in vitro stark

von diesem Pathogen gehemmt wurden. Alle übrigen getesteten Antagonisten wirkten ebenfalls deutlich positiv auf das Wachstum der Testpflanzen im Vergleich zur Kontrolle (nur Pathogen). Man kann davon ausgehen, daß die geringe Inokulumdichte von *Pythium ultimum* (1:100) für die Antagonisten einen sehr deutlichen Wachstumsvorsprung bedeutet hat.

Die getesteten Isolate von *Trichoderma atroviride* und *Pythium oligandrum* zeigten erwartungsgemäß am deutlichsten eine antagonistische Wirkung gegenüber den ausgewählten Pathogenen.

Trichoderma-Arten sind starke Konkurrenten von Pathogenen (CLIQUET et al., 1996; LIFSHITZ et al., 1986). Antagonismus von verschiedenen *Trichoderma*-Arten wie *T. harzianum*, *T. hamatum*, *T. viride* und *T. virens* gegenüber *Fusarium oxysporum* (SIVAN & CHET, 1989), *Pythium ultimum* (BENHAMOU et al., 1992) und *Rhizoctonia solani* (CHET & BAKER, 1981; MISCHKE, 1997) sind aus der Literatur bekannt.

In vitro sind *Trichoderma*-Arten in der Lage, eine Vielzahl antimikrobieller Substanzen, darunter auch gasförmige Verbindungen, zu bilden (GHISALBERTI, 1991). Es wird angenommen, daß diesen Stoffen bei der Interaktion mit Phytopathogenen eine wichtige Rolle zukommt. Weiterhin scheiden *Trichoderma*-Arten Enzyme (u.a. Cellulasen, Glucanasen) aus, die Bestandteile pilzlicher Zellwände auflösen können. Viele *Trichoderma*-Arten können die Hyphen von Pilzen umwachsen („coiling“) und in sie eindringen (CHET & BAKER, 1981). WHIPPS (1991) hat nachgewiesen, daß *Trichoderma* spp. Sklerotien parasitieren und damit deren Keimfähigkeit ganz oder teilweise unterdrücken kann. Darüber hinaus wird berichtet, daß *Trichoderma* spp. eine Wachsförderung der Pflanze bewirkt (OUSLEY et al., 1994), wobei nicht klar ist, ob diese auf einer Unterdrückung von Pathogenen oder der Ausscheidung von Phytohormonen basiert. Der Einsatz von *Trichoderma*-Präparaten im Pflanzenschutz ist inzwischen weit verbreitet. So wird beispielsweise in Israel, Griechenland und Australien ein Produkt aus *Trichoderma harzianum* zur Bekämpfung von *Botrytis cinerea* an Reben und Unterglaskulturen („Trichodex“) verwendet. *Trichoderma*-Präparate zur Bekämpfung von Auflaufkrankheiten im Unterglasanbau werden auch in der Tschechischen Republik, Schweden, Neuseeland und Belgien produziert (KOCH, 1996).

Pythium oligandrum ist seit längerem bekannt als Mykoparasit und Antagonist pathogener *Pythium*-Arten, so beispielsweise gegenüber *Pythium ultimum* (AL-HAMDANI et al., 1983; COOKE & BAKER, 1983; LUTCHMAEH et al., 1985). Auch ein antagonistisches Potential gegenüber Krankheitserregern an der Zuckerrübe, wie z.B. *Aphanomyces laevis*, *Alternaria* spp. (VESELÝ, 1977) bzw. *Phoma betae* (WALTHER et al., 1987), wurde bereits festgestellt.

Eine Wachsförderung der Erbse als Testpflanze durch *Pythium oligandrum* konnte bereits anhand der Kontrolle (ohne Pathogen) signifikant nachgewiesen werden. Auf welche Art diese Wachsförderung entsteht, ist ebenso wie im Falle der *Trichoderma*-Arten, unklar. Anzunehmen ist aber eine Hemmung von Mikroorganismen, die das Pflanzenwachstum behindern.

Penicillium-Arten sind als Produzenten abiotisch wirkender Substanzen seit langem bekannt (DOMSCH & GAMS, 1993). Auf diese Weise können Wachstum und Sporulation verschiedener

Pathogene gehemmt werden. So ist beispielsweise die antagonistische Wirksamkeit von *Penicillium chrysogenum* gegenüber *Botrytis fabae* in der Literatur belegt (JACKSON et al., 1994).

Daß auch *Mucor hiemalis* und *Mortierella stylospora* antagonistisch wirksam werden können, wurde nach den positiven Ergebnissen in vitro nochmals mit diesen Biotests nachgewiesen. Wirksam waren hierbei vermutlich eher Konkurrenzmechanismen um Nährstoffe als Parasitismus oder Abiose, die das Wachstum und die Sporulation der phytopathogenen Pilze behindert haben.

5.5 Nährstoffanalyse der Komposte

Die vorgenommenen Nährstoffanalysen sollten Basisdaten für die Beurteilung der Komposte als Kultursubstrat für Jungpflanzen und als Nahrungsgrundlage für die Mikroflora der Komposte liefern.

Die Gehalte der Komposte an Phosphor, Kalium und Magnesium wurden untersucht. Außerdem wurde das Volumen bestimmt, um Aufschluß über die Struktur der Komposte zu erhalten.

Phosphor zählt neben Stickstoff zu den Hauptnährstoffen im Pflanzenbau. Kalium ist in Form von Kaliumdioxid zum großen Teil pflanzenverfügbar und beeinflusst als wesentliche Komponente den Salzgehalt. Die unterschiedlichen K_2O -Gehalte im Kompost werden durch die Ausgangsmaterialien beeinflusst und können während des Rottevorganges wegen ihrer Wasserlöslichkeit vor allem durch Auswaschungen verändert werden (FRICKE et al., 1991). In Form von Oxiden, Oxidhydraten und Carbonaten gehört Magnesium zu den basisch wirksamen Stoffen, die der Bodenversauerung entgegenwirken und die Pflanzenverfügbarkeit der einzelnen Nährstoffe durch Veränderung des pH-Wertes beeinflussen können.

Dem in der Box kompostierten Rottegemenge wurde mehr Strukturmaterial zugesetzt, wodurch das Volumen im Vergleich zum offen kompostierten Material höher war. Da in der Box keine Umsetzungsvorgänge stattfinden, muß das Gemenge besonders luftdurchlässig und locker strukturiert werden, um anaerobe Abbauprozesse weitgehend zu vermeiden. Diese würden den Rotteprozeß insgesamt verzögern. Es ist außerdem denkbar, daß die luftdurchlässigere Struktur des rotteboxbehandelten Materials auch Anteil an der Entwicklung einer deutlich höheren Artenanzahl und Besiedelungsdichte der Pilzflora hatte.

Es wurde in dieser Anlage auch offensichtlich kalium- und magnesiumreicheres Rohmaterial kompostiert. Aus betriebsinternen Angaben ist bekannt, daß teilweise überschüssige, kaliumreiche Gülle aus der Landwirtschaft mitkompostiert wurde.

Die Nährstoffgehalte der untersuchten Komposte lagen unter dem Durchschnitt. Wie sich in den bereits beschriebenen Biotests gezeigt hat, läßt sich von den absoluten Pflanzennährstoffgehalten im Bioabfallkompost aber nicht direkt auf die Düngewirkung schließen. Nur ein Teil der enthaltenen Nährstoffe ist unmittelbar oder mittelbar pflanzenverfügbar, der andere Teil ist in der organischen Substanz gebunden. In Abhängigkeit von der Ausbringungszeit, dem Rotte-

grad, dem Mineralisierungsvermögen des Bodens und der angebauten Pflanzenart sind im Verlauf einer Vegetationsperiode durchschnittlich etwa 50-80 % des Kaliums und 30-50 % des Phosphats und Magnesiums für die Pflanze verfügbar. Es muß bei der Kompostanwendung daher eine Vorratsdüngung von 1-2 Jahren einbezogen werden.

Allgemein tragen Bioabfall- und Grünabfallkomposte mit ihren hohen Gehalten und guten Verfügbarkeiten vieler Pflanzennährstoffe zu einer weitgehenden Abdeckung der Nährstoffentzüge beim Anbau der meisten Kulturpflanzenarten bei. Dies gilt insbesondere für die Makronährstoffe Phosphor, Kalium und Magnesium bereits bei geringen bis mittleren Ausbringungsmengen von z.B. 30 m³/ha Ackerfläche. Für Stickstoff trifft dies nicht zu, da nur maximal 10-15 % des Gesamtstickstoffes in der ersten Vegetationsperiode mineralisiert werden und damit pflanzenverfügbar sind (GOTTSCHALL, 1991).

5.6 Schlußfolgerungen

Anhand der vorgenommenen Analyse des Pilzspektrums konnte gezeigt werden, daß beide Kompostierungsverfahren eine ausreichende Hygienisierung des Bioabfalles gewährleisten konnten.

Am Ende der Vorrotte war das Pilzspektrum der Frischkomposte aus beiden Herstellungsverfahren auffallend gering, im Probenmaterial aus der offenen Mietenkompostierung noch deutlicher als im rotteboxbehandelten Material. Nach Ablauf der Nachrottephase waren qualitative und quantitative Veränderungen der Pilzflora in verschieden starkem Umfang erkennbar (vgl. 4.1.1 und 4.1.2)

Die Fertigkomposte aus dem Rotteboxverfahren wiesen im Vergleich zum Verfahren der offenen Mietenkompostierung eine höhere Besiedelungsdichte auf. Das ist positiv zu bewerten, da eine hohe Diversität apathogener Arten eine Neubesiedelung mit Phytopathogenen erschwert (vgl. 5.2).

Wie sich die Besiedelungsdichte und Diversität apathogener Pilzarten im Verlauf der Nachrotte entwickelt, hängt zu großen Teilen von der Umsetzhäufigkeit der Kompostmieten ab. Wird das Rottegut während der Nachrotte häufig umgesetzt, führt das zu einem höheren Sauerstoffeintrag mit nachfolgender Rottebeschleunigung. Die Temperatur im Mieteninneren sinkt dadurch entsprechend rascher. Dieser Effekt begünstigt zusammen mit der häufigeren Durchmischung des kompostierten Materials, daß die Pilzflora der in der Regel dichter besiedelten Randzonen auch ins Mieteninnere gelangen und sich ausbreiten kann. Hohe Temperaturen im Mietenkern führen bei geringer Rottegutbewegung zu einer deutlichen Reduzierung des Gesamtpilzspektrums.

Nur in einer Charge des rotteboxbehandelten Materials am Ende der Nachrotte (Versuchsreihe 1) war *Pythium irregulare* zu finden, das als Verursacher von Wurzel- und Stengelfäule verschiedener Wirtspflanzen bekannt ist (AGRIOS, 1988). Es handelt sich wahrscheinlich um

eine nachträgliche Kontamination des bereits hygienisierten Materials, da diese Pilzart nach der Vorrotte nicht nachzuweisen war.

Die Hygienisierung von Komposten kann nur gewährleistet werden, wenn außer auf ausreichend hohe Rottetemperaturen, auch auf das Einhalten einer „reinen“ und einer „unreinen“ Seite geachtet wird. Diese Trennung von angeliefertem Rohmaterial und kompostiertem Produkt ist von erheblicher Bedeutung. Der häufigste Kontaminationsweg von hygienisierten Frischkomposten ist das Verwenden desselben Radladers für das Aufsetzen des Bioabfalles und für die Umsetzungsvorgänge im Verlauf des Rotteprozesses.

Als dominierende Pilzflora wurden 15 Pilze mit einer kumulativen Häufigkeit von annähernd 70 % aus allen untersuchten Kompostmieten ermittelt. Diese wurden in vitro auf ihr antiphytopathogenes Potential gegenüber ausgewählten Pathogenen bei 10 °C und 20 °C untersucht (vgl. 4.3.2). Fünf in vitro nachweislich antagonistisch wirksame Pilzarten aus Komposterde wurden anschließend nochmals ad planta überprüft (vgl. 4.4.2).

Die Besiedelungsdichte mit in vitro und in vivo nachweislich antagonistisch wirkenden Pilzarten, vor allem von *Trichoderma atroviride*, *Penicillium expansum* und *Phythium oligandrum*, ist in den rotteboxbehandelten Komposterden höher. Damit lassen diese Fertigkomposte eine bessere „Schutzwirkung“ gegenüber phytopathogenen Pilzen erwarten. Bei der Anwendung der untersuchten Komposterden kann somit mit einer phytopathogenen Suppression gerechnet werden.

Das antiphytopathogene Potential der Pilzflora in vivo läßt sich anhand von Versuchen in vitro abschätzen. Zeit- und flächenintensive Biotests könnten daher durch besser handhabbare Laborversuche weitgehend ersetzt werden.

Die durchgeführten Untersuchungen haben deutlich gezeigt, daß sich mit Hilfe der vorhandenen Pilzflora als Indikator, die phytosanitäre Qualität von Komposterden feststellen läßt.

5.7 Vorschläge zur Überprüfung der phytohygienischen Qualität von Komposten

Die in der aktuellen Fassung der Bioabfall-VO vorgeschriebenen Prozeß- bzw. Produktprüfungen im Bereich Phytohygiene wurden unter Gliederungspunkt 2.4.4 bereits aufgeführt. Ausreichend hohe Rottetemperaturen sind der beste Garant für ein phyto- und auch seuchenhygienisch einwandfreies Endprodukt. Zur Überprüfung des Temperaturverlaufes sind regelmäßige Temperaturkontrollen vorgeschrieben. Die Überlebensfähigkeit der ausgewählten Indikatororganismen soll Indiz dafür sein, ob eine Kompostierungsanlage den Anforderungen der in Kürze rechtskräftigen Bioabfall-VO genügt.

Ganz allgemein sollte ein Indikatororganismus folgende Bedingungen erfüllen:

- Hohe Widerstandsfähigkeit,
- ubiquitäre Verbreitung und eine
- möglichst direkte, leichte Nachweisbarkeit (ohne Biotest).

Die ausgewählten Testorganismen weisen eine hohe Hitzetoleranz auf. Für eine Abtötung sind nachweislich mindestens Temperaturen von 55-60 °C über 12-21 Tage erforderlich (HERRMANN et al., 1994). Sie gehören aber nicht zu den ubiquitär stark verbreiteten phytopathogenen Schaderregern und sind spezialisiert auf einen engen Wirtspflanzenkreis. Zudem ist ihr Nachweis aufgrund der notwendigen Biotests sehr aufwendig.

Zu allgemein gültigen Aussagen könnte die alternative Untersuchung ausgesprochen ubiquitär vorkommender Schaderreger als Testorganismus führen, wie beispielsweise einer phytopathogenen *Pythium*-Art oder eines Isolates von *Fusarium culmorum*. Diese Pilzarten besitzen ebenfalls eine relativ hohe Hitzeresistenz mit Letaltemperaturen zwischen 50 °C und 60 °C (ALTMANN et al., 1973). Daneben sind sie, wie beispielweise *Pythium irregulare*, im Kompostrohmaterial auch nachweislich vorhanden (vgl. 5.1.3). Als Richtwert sollte eine Nulltoleranz dieser Testorganismen vorgeschrieben werden. Ein Nachweis wäre, wie anhand der vorangegangenen Versuche beschrieben (vgl. 3.2.2), auch ohne Biotest im Labor möglich.

Ein weiteres Qualitätsmerkmal von Komposterden aus phytohygienischer Sicht ist die Anwesenheit von antagonistisch wirksamen Pilzarten. Laut Bioabfall-VO soll die regelmäßige Endproduktkontrolle von Komposten im Bereich Phytohygiene allein mit der Bestimmung des Gehaltes an keimfähigen Samen (weniger als 2 pro Liter Prüfsubstrat) abgedeckt werden. Eine planmäßige Untersuchung von Komposten auf dieses Qualitätsmerkmal wäre als Element der regelmäßigen Produktkontrolle von Komposten zu überlegen.

Die regelmäßige Untersuchung von Fertigkomposten auf antagonistisch wirksame *Trichoderma*-Arten würde mit wenig Aufwand eine aussagekräftigere Beurteilung des Endproduktes Kompost zulassen. Mit Hilfe der beschriebenen Isolierung, ist der quantitative und qualitative Nachweis dieser Gattung als Indikatororganismus leicht möglich.

Demgegenüber sind verschiedene *Penicillium*-Arten bzw. *Pythium oligandrum* zwar ebenfalls nachweislich starke Antagonisten gegenüber Pathogenen, aber aufgrund des größeren Isolations- und Bestimmungsaufwandes als Testorganismen weniger gut geeignet.

Um Komposterden qualitativ zu verbessern, wäre auch eine Zugabe von besonders stark antagonistisch wirkenden Isolaten aus Komposterde, beispielsweise *Trichoderma atroviride* oder *Pythium oligandrum*, während der Nachrotte zu überlegen.

6 Zusammenfassung

Die vorliegende Forschungsarbeit leistet einen Beitrag zu einem nach phytosanitären und hygienischen Kriterien unbedenklichen Einsatz von Komposterden in Gartenbau und Landwirtschaft.

Das Pilzspektrum von Biomüllkomposten aus zwei verschiedenen Kompostierungsverfahren (offene Mietenrotte bzw. Rottebox) wurde im Verlauf der Rotte erfaßt.

Insgesamt 960 Kompostproben, mit einem Trockengewicht von 6,9 g, wurden untersucht. 1187 Isolate konnten bestimmt und 99 Pilzarten aus 43 Gattungen zugeordnet werden. Am Ende der Vorrotte war das Pilzspektrum der Frischkomposte aus beiden Herstellungsverfahren auffallend gering, im Probenmaterial aus der offenen Mietenkompostierung noch deutlicher als im rotteboxbehandelten Material.

Im Falle der offenen Mietenkompostierung ging das Artenspektrum der Komposte während der Nachrotte zurück. In dem mittels Rottebox hergestellten Fertigkompost erweiterte sich das Pilzspektrum während der Nachrotte um das Zwei- bis Dreifache.

Die Pilzflora der Frisch- und Fertigkomposte umfaßte fast ausschließlich saprophytische und unter phytosanitären Gesichtspunkten unbedenkliche oder antagonistisch wirkende Pilzarten. Nur in einer Charge des rotteboxbehandelten Materials trat das als pathogen bekannte *Pythium irregulare* auf.

Fast 70 % der Gesamtpilzflora setzte sich aus 15 Pilzarten zusammen. Diese dominierende Pilzflora und ein Isolat von *Pythium oligandrum* wurde auf ihr antagonistisches Potential gegenüber den vier phytopathogenen Pilzen *Pythium ultimum*, *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis*, *Rhizoctonia solani* und *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* in vitro bei 10 °C und 20 °C untersucht. In unterschiedlichem Umfang waren bei beiden Temperaturen *Trichoderma atroviride*, *Pythium oligandrum*, *Penicillium expansum*, *Mucor hiemalis*, *Mucor circinelloides* und *Mortierella stylospora* signifikant antagonistisch wirksam.

Zusätzlich wurden Biotests an Erbsen- und Weizenkeimlingen mit diesen nachweislich antagonistisch wirkenden Pilzarten, mit Ausnahme von *Mucor circinelloides*, durchgeführt. *Fusarium redolens* wurde als zusätzliches Pathogen ausgewählt. Die antagonistische Wirksamkeit der aufgeführten Pilzarten aus Komposterde konnte in vivo bestätigt werden.

Daraus läßt sich schließen, daß die Pilzflora von Komposten durch gezielte Rottesteuerung qualitativ und quantitativ beeinflussbar ist. Außerdem kann die Analyse der Pilzflora als Indikator zur Bewertung antiphytopathogener Wirkungen und hygienischer Unbedenklichkeit von Komposterden dienen.

7 Abstract

The study is a contribution to the knowledge of the antiphytopathogenic properties of biogenic waste compost used in gardening and agriculture.

The fungal species community of commercially composted organic household waste was recorded. The decomposition process of two different composting methods (as an open heap or rotting in a box) was monitored.

A total of 960 compost samples with a dry weight of 6,9 g were studied. 1187 isolates representing 99 species out of 43 genera were identified. The fresh and matured composts contained mostly saprophytic and apathogenic fungi or species with antiphytopathogenic properties.

In the case of the compost, rotted in a heap, the fungal species community dropped during the maturing process. By contrast to that, the fungal species community of the compost rotted in a box increased twice to threefold during the maturing process.

The known pathogen *Pythium irregulare* could be isolated out of a single sample. 15 fungal species were found to be dominating the community of all investigated compost heaps. Almost 70 % of all isolates belonged to this group. The dominating fungal species and an isolate of *Pythium oligandrum* were checked by the biotic series method at 10 °C and 20 °C against the following four fungal pathogens: *Pythium ultimum*, *Gaeumannomyces graminis* var. *graminis*, *Rhizoctonia solani*, and *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi*. Significant antagonistic properties at both temperatures were shown to varying degrees by *Trichoderma atroviride*, *Pythium oligandrum*, *Penicillium expansum*, *Mucor hiemalis*, *Mucor circinelloides* and *Mortierella stylospora*.

To prove the results, several biotests on seedlings of wheat and pea with these selected species, with the exception of *Mucor circinelloides*, were also made. *Fusarium redolens* was chosen as an additional pathogen. The antagonistic properties of the above listed fungal species taken from compost could be confirmed in vivo.

It can be concluded that the fungal species community of compost can be influenced in quality and quantity by controlling the rotting process. Besides, the fungal community spectrum can be used as an indicator for the phytosanitary quality and the antiphytopathogenic properties of compost.

8 Literaturverzeichnis

- AGRIOS, G. N. (1988): Plant Pathology. 3. Auflage. Academic Press, Inc. San Diego, New York.
- ALTMAN, P. L.; DITTMER, D. S. (1973): Biology data book. 2. Auflage, Band II. Federation of american societies for experimental biology. Bethesda, Maryland: 848-864.
- ALEXOPOULOS, C. J. (1966): Einführung in die Mykologie. Gustav Fischer Verlag. Stuttgart.
- ANONYM (1986): Gesetz über die Vermeidung und Entsorgung von Abfällen (Abfallgesetz - AbfG) vom 27. August 1986. BGBI. I, S. 1410.
- ANONYM (1988/89): Daten zur Umwelt 1988/89. Umweltbundesamt. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- ANONYM (1989): Grundlage für Umweltzeichenvergabe Bodenverbesserungsmittel/Boden-hilfsstoffe aus Kompost RAL-ZU-45. Deutsches Institut für Gütesicherung und Kennzeichnung e.V., Bonn.
- ANONYM (1991): Sondergutachten Abfallwirtschaft September 1990. Kennziffer 7800110-90901. Rat von Sachverständigen für Umweltfragen. Statistisches Bundesamt (Hrsg.). Metzler-Poeschel Verlag, Stuttgart.
- ANONYM (1992): Gütezeichen Kompost RAL-GZ-251. Bundesgütegemeinschaft Kompost e.V., Postfach 201455, 53175 Bonn.
- ANONYM (1993): Dritte Allgemeine Verwaltungsvorschrift zum Abfallgesetz (TA Siedlungsabfall) vom 14. Mai 1993. Bundesministerium der Justiz (Hrsg.). Bundesanzeiger, Jahrgang 45, Nummer 99 A, ISSN 0720-6100.
- ARX, J. A. von (1974): The genera of fungi sporulating in pure culture. 2. Auflage. A. R. Gantner Verlag, Vaduz.
- ARX, J. A. von (1987): Plant pathogenic fungi. Beihefte zur Nova Hedwigia, Heft 87. Verlag J. Cramer, Berlin, Stuttgart.
- ASAKA, O.; SHODA, M. (1996): Biocontrol of *Rhizoctonia solani* damping-off of tomato with *Bacillus subtilis* RB 14. Applied and Enviromental Microbiology, 62: 4081-4085.
- BAKER, R. (1968): Mechanisms of biological control of soil-borne pathogens. Colorado Agricultural Experiment Station. Scientific Series Paper No. 1276. Colorado State University.
- BAKER, K. F.; FLENTJE, N. T.; OLSEN, C. M.; STRETTON, H. M. (1966): Effect of antagonists on growth and survival of *Rhizoctonia solani* in soil. Phytopathology, 57: 591-597.
- BANNICK, C. G.; ZIECHMANN, W. (1991): Huminstoffbildung während der Kompostierung. Z Pfl. Ernähr. Bodenk., 154. 226-233.
- BARNETT, H. L.; HUNTER, B. B. (1972): Illustrated genera of imperfect fungi. 3. Auflage. Burgess Publishing Company, Minnesota.
- BARNETT, J.A.; PAYNE, R.W.; YARROW, D. (1990): Yeasts: Characteristics and identification. Second Edition. Camebridge University Press, Cambridge, New York, Melbourne.
- BENHAMOU, N.; CHET, I. (1997): Cellular and molecular mechanisms involved in the interaction between *Trichoderma harzianum* and *Pythium ultimum*. Applied and Enviromental Microbiology, 63: 2095-2099.
- BG CHEMIE (1991): Eingruppierung der bei Menschen und Tieren vorkommenden Pilze. Liste 1. B007. 4/91: 21-25.
- BIOABFALL-VO (1997): Entwurf vom 6. November 1997. Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit, Referat WA II 5 (L).
- BOCHOW, H.; HENTSCHEL, K.-D.; SCHMIDT, H.-H. (1970): Beeinflussung der parasitischen Aktivität von *Rhizoctonia solani* im Boden durch organische Substanzen. Arch. Pflanzenschutz, 6: 126-133.

- BOCHOW, H. (1983): Nutzungsmöglichkeiten wachstums- und entwicklungsbedingter Resistenzphänomene gegenüber unspezialisierten, pilzlichen Phytopathogenen. Tag.-Ber., Landwirtsch.-Wiss. DDR, Berlin, 216: 591-598.
- BOCHOW, H. (1989): Nutzung mikrobieller Antagonisten im biologischen Pflanzenschutz gegen pilzliche Wurzel- und Welkekrankungen bei der Produktion von Gemüse und Zierpflanzen in Gewächshäusern. Gartenbau, 36: 338-340.
- BOLLEN, G. J. (1993): Factors involved in inactivation of plant pathogens during composting of crop residues. In: Hoitink, H.; Keemer, H. (Hrsg.): Science and engineering of composting. Design, environmental, microbiological and utilization aspects. International composting research symposium, Ohio 1992: 300-318.
- BOLLEN, G. J.; VOLKER, D.; WIJNEN, A. P. (1989): Inactivation of soil-borne plant pathogens during small-scale composting of crop residues. *Neth. J. Pl. Path.*, 95: 19-30.
- BOLLEN, G. J.; VOLKER, D.; Maas, A. W. (1992): Eradication of soil-borne plant pathogens during composting of residues of vegetable and ornamental crops. Paper presented at the Congress on Agriculture & Environment, Wageningen, Sept. 1990, Netherlands: 246-256.
- BOLLEN, G. J. (1985-a): Letal temperatures of soil fungi. In: Parker, C. A.; Rovira, A. D.; Moore, K. J.; Wong, P. T. (Hrsg.): Ecology and management of soil-borne plant pathogens. APS. St. Paul, Minnesota: 191-193.
- BOLLEN, G. J. (1985-b): The fate of plant pathogens during composting of crop residues. In: Gasser, J. K. (Ed.): Composting of agricultural and other wastes. Elsevier Applied Science Publishers, London: 282-290.
- BÖHM, R.; FACK, T. H.; PHILIPP, W. (1996): Anforderungen an die biologische Abfallbehandlung aus der Sicht des Arbeitsschutzes. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Abfall-Wirtschaft. Biologische Abfallbehandlung III. M.I.C. Baeza-Verlag, Witzhausen: 281-295.
- BRUEHL, G. W. (1989): Integrated control of soil-borne pathogens: An overview. *Can J. Plant Pathology*, 11: 153-157.
- BRUGGEN, VAN A. H. C.; ARNESON, P. A. (1986): Quantitative recovery of *Rhizoctonia solani* from soil. *Plant Disease*, 70: 320-323.
- BRUNS, C.; GOTTSCHALL, R.; ZELLER, W.; SCHÜLER, C.; VOGTMANN, H. (1993): Survival rates of plant pathogens during composting of biogenic wastes in commercial composting plants under different decomposition conditions. In: Paoletti/Foissner/Coleman (Hrsg.): Soil biota, nutrient cycling and farming systems. Lewis Publishers/CRC-Press. Boca Raton, Florida: 41-51.
- BRUNS, C.; GOTTSCHALL, R.; MARCINISZYN, E.; SCHÜLER, C.; ZELLER, W.; WOLF, P.; VOGTMANN, H. (1994): Phytohygiene der Bioabfallkompostierung - Sachstand, Prüfmethode, F- u. E-Vorhaben. Tagungsband „BMFT-Statusseminar Neue Techniken der Kompostierung“, Hamburg: 191-206.
- BUDDE, K.; WELTZIEN, H. C. (1988): Phytosanitäre Wirkungen von Kompostextrakten und -substraten im Wirt-Erreger-System Gerste - Echter Mehltau (*Erysiphe graminis* D.C. f. sp. *hordei* Marchal.). *Med. Fac. Landbouw. Rijksuniv. Gent*, 53: 363-371.
- BUDZIER, H. H. (1955): Kompostbereitung unter pflanzenhygienischen Gesichtspunkten. Dissertation. Landwirtschaftliche Fakultät der Universität Rostock.
- BUNDESGÜTEGEMEINSCHAFT KOMPOST [(BGK, 1995) Hrsg.]: Mengenangaben zur Kompostierung 1995. *Humuswirtschaft & KomPost*. 1/95: 28.
- BUNDESGÜTEGEMEINSCHAFT KOMPOST [(BGK, 1996) Hrsg.]: Stand der Gütesicherung Kompost in Deutschland. *Humuswirtschaft & KomPost*. 1/96: 5.
- BUNDESGÜTEGEMEINSCHAFT KOMPOST (1993): Temperaturprotokoll Eigenuntersuchung von Kompost. Statusdatum März 1993.
- BURDON, J. J. (1992): The growth and regulation of pathogenic fungal populations. In: Carroll, G. C.; Wicklow, D. T. (Hrsg.): The fungal community. Its organization and role in the ecosystem. 2. Auflage. Marcel Dekker, INC. New York und Basel: 499-520.

- CARMICHAEL, J. W.; BRYCE KENDRICK, W. ; CONNERS, I. L.; SIGLER, L. (1980): Genera of Hyphomycetes. The University of Alberta Press. ISBN 0-88864-038-2.
- CHEN, W.; HOITINK, H. A.; MADDEN, L. V. (1988): Microbial activity and biomass in container media for predicting suppressiveness to damping-off caused by *Pythium ultimum*. Phytopathology, 78: 1447-1450.
- CHET, I.; BAKER, R. (1981): Isolation and biocontrol potential of *Trichoderma hamatum* from soil naturally suppressive to *Rhizoctonia solani*. Phytopathology, 71: 286-290.
- CHUNG, Y. R.; HOITINK, A. J. (1990): Interactions between thermophilic fungi and *Trichoderma hamatum* in suppression of *Rhizoctonia* damping-off in a bark compost-amended container medium. The American Phytopathological Society, 80: 73-77.
- CHUNG, Y. R.; HOITINK, A. J.; DICK, W. A.; HERR, L. J. (1988): Effects of organic matter decomposition level and cellulose amendment on the inoculum potential of *Rhizoctonia solani* in hardwood bark media. The American Phytopathological Society, 78: 836-840.
- CLIQUET, S.; SCHEFFER, R. J. (1996): Biological control of damping-off caused by *Pythium ultimum* and *Rhizoctonia solani* using *Trichoderma* spp. applied as industrial film coatings on seeds. European Journal of Plant Pathology, 102: 247-255.
- COOKE, R. J.; BAKER, K. F. (1983): The nature and practice of biological control of plant pathogens. The American Phytopathological Society. APS Press. St. Paul, Minnesota: 365-367.
- DE BRITO ALVAREZ, M. A.; GAGNE, S.; ANTOUN, H. (1995): Effect of compost on rhizosphere microflora of the tomato and on the incidence of plant growth-promoting rhizobacteria. Applied Environmental Microbiology, 61: 194-199.
- DI PIETRO, A. (1995): Fungal antibiosis in biocontrol of plant disease. American Chemical Society Symposium Series, 582: 271-279.
- DICKMAN, A. (1992): Plant pathogens and long-term ecosystem changes. In: Carroll, G. C.; Wicklow, D. T. (Hrsg.): The fungal community. Its organization and role in the ecosystem. 2. Auflage. Marcel Dekker, INC. New York und Basel: 499-520.
- DITTMER, U.; BUDDE, K.; STINDT, A.; WELTZIEN, H. C. (1990): Der Einfluß der Kompostierung von Kompostsubstraten und wässrigen Kompostextrakten auf verschiedene Pflanzenkrankheitserreger. Gesunde Pflanzen, 42: 219-234.
- DHV ENVIROMENT & INFRASTRUCTURE (1997): Composting in the European Union. Final report. Amersfoort, The Netherlands. In assignment of: European Comission DG XI. Enviroment, nuclear safety and civil protection.
- DLG [DEUTSCHE LANDWIRTSCHAFTSGESELLSCHAFT (1995)]: Anwendung von Komposten im Ackerbau. Merkblatt 294. Eschborner Landstraße 122. 60489 Frankfurt am Main.
- DOMSCH, K.H.; GAMS, W. (1993): Compendium of soil fungi. Vol.1, Reprint. IHW-Verlag, Eching.
- DUFNER, J.; JENSEN, U.; SCHUMACHER, E. (1992): Statistik mit SAS. B.G. Teubner Verlag. Stuttgart.
- EINHORN, G.; BOCHOW, H. (1990): Untersuchungen zum Keimverhalten und zur Überlebensfähigkeit verschieden alter Dauersporen von *Plasmodiophora brassicae* Wor. Arch. Phytopathol. Pflanzenschutz, 26: 247-255.
- ELLIS, M. B. (1971): Dematiaceous Hyphomycetes. CAB International. Wallingford.
- ELLIS, M. B. (1976): More Dematiaceous Hyphomycetes. CAB International. Wallingford.
- EMMONS, C. W.; BINFORD, C. H.; UTZ, J.; KWON-CHUNG, K. J. (1977): Medical mycology. 3. Auflage. Lea & Febiger. Philadelphia.
- ERNST, A.-A. (1988): Abfallkompostierung und Kompostanwendung in den vergangenen 30 Jahren. In: Schriftenreihe des Arbeitskreises für die Nutzbarmachung von Siedlungsabfällen (ANS) e. V., Heft 11: 26ff.

- FARRELL, J.B. (1993): Fecal pathogen control during composting. In: Hoitink, H.; Keemer, H. (Hrsg.): Science and engineering of composting. Design, environmental, microbiological and utilization aspects. International composting research symposium. Ohio 1992: 283-299.
- FAZ [FRANKFURTER ALLGEMEINE ZEITUNG (26.01.1996)]: Merkel - Umweltverträgliche Beseitigung der Abfälle hat ihren Preis. Ausgabe 22/1996: 16.
- FEIDNER, S.; HANGEN, H.-O. (1994): Die Kompostierung von Bioabfall in Deutschland - Ergebnisse einer Umfrage. Schriftenreihe des Arbeitskreises für die Nutzbarmachung von Siedlungsabfällen (ANS) e. V., Heft 28: 25.
- FIEDLER, H. (1993): PCDD/PCDF und PCB: Quellen und Vorkommen in der Umwelt. In: Dioxine, PCB, AOX im Klärschlamm. Gesetzliche Grundlagen, Umsetzung, Analytik und Verwertung. Organohalogen Compounds. Vol. 16. Ecoinforma Press.
- FRANEL, D., R. (1988): Role of antibiosis in the biocontrol of plant diseases. Annual Review of Phytopathology, 26: 75-91.
- FRICKE, K.; TURK, T. (1991): Stand und Stellenwert der Kompostierung in der Abfallwirtschaft. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Bioabfallkompostierung - flächendeckende Einführung. Abfallwirtschaft 6. M.C.I. Baeza Verlag, Witzenhausen.
- FRICKE, K.; NIEßEN, H.; VOGTMANN, H.; HANGEN, H. O. (1992-a): Situationsanalyse Bioabfall 1991, Teil 1. In: Müll und Abfall 8/92: 533.
- FRICKE, K.; NIEßEN, H.; VOGTMANN, H.; HANGEN, H. O. (1992-b): Situationsanalyse Bioabfall 1991, Teil 2. In: Müll und Abfall 9/92: 157-234.
- FRISVAD, J. C.; FILTENBORG, O. (1983): Classification of terverticillate *Penicillia* based on profiles of mycotoxins and other secondary metabolites. Applied and Environmental Microbiology, 46: 1301-1310.
- GHISALBERTI, E. L.; SIVASITHAMPARAM, K. (1991): Antifungal antibiotics produced by *Trichoderma* spp. Soil Biology and Biochemistry, 23: 1011-1020.
- GOTTSCHALL, R. (1991): Bioabfall- und Grünabfallkompost als Torfersatz und Pflanzensubstrat. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Bioabfallkompostierung - flächendeckende Einführung. Abfallwirtschaft 6. M.C.I. Baeza Verlag, Witzenhausen.
- GORODECKI, B.; YITZHAK, H. (1990): Suppression of *Rhizoctonia solani* and *Sclerotium rolfsii* diseases in container media containing composted separated cattle manure and composted grape marc. Crop Protection, 9: 271-274.
- GRABBE, K. (1996): Grundlagen der Bioprozeßführung bei der Kompostierung biogener Reststoffe und ihre Relevanz zur Herstellung reproduzierbarer Kompostqualitäten. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Abfall-Wirtschaft. Biologische Abfallbehandlung III. M.I.C. Baeza-Verlag, Witzenhausen.
- GRIFFIN, D. M. (1972): Ecology of soil fungi. Chapman and Hall. London.
- GROßMANN, F.; MENKE, G. (1964): In Siedlungsabfällen vorkommende Krankheitserreger für Mensch, Tier und Pflanze. In: Kempf, W.; Maas, K.; Straub, H. (Hrsg.): Müll- und Abfallbeseitigung. Handbuch über die Sammlung, Beseitigung und Verwertung von Abfällen aus Haushaltungen, Gemeinden und Wirtschaft. Band 4. Erich-Schmidt-Verlag GmbH, Berlin.
- HARDY, G. E.; SIVASITHAMPARAM, K. (1995): Antagonism of fungi and actinomycetes isolated from composted eucalyptus bark to *Phytophthora drechsleri* in a steamed and non-steamed composted eucalyptus bark-amended container medium. Soil. Biol. Biochem., 27: 243-246.
- HAYES, W.A. (1968): Microbial changes in composting wheat straw/horse manure mixtures. Mush. Sci. 7. 173-186.
- HERRMANN, I.; MEISSNER, S.; BÄCHLE, E.; RUPP, E.; MENKE, G.; GROSSMANN, F. (1994): Einfluß des Rotteprozesses von Bioabfall auf das Überleben von phytopathogenen Organismen und von Tomatensamen. Zeitschr. f. Pflkrankh. u. Pflschutz., 101: 48-65.
- HÖSEL, G. (1990): Unser Abfall aller Zeiten - Eine Kulturgeschichte der Städtereinigung. München.

- HOITINK, H. A.; FAHY, P. C. (1986): Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts. *Ann. Rev. Phytopathol.*, 24: 93-114.
- HOITINK, H. A.; INBAR, Y.; BOEHM, M. J. (1991): Status of compost-amended potting mixes naturally suppressive to soilborne diseases of floricultural crops. *The American Phytopathological Society*, 75: 869-873.
- HOOG, DE G. S.; GUARRO, J. (1995): Atlas of clinical fungi. Centraalbureau voor Schimmelcultures. Baarn.
- HOWARD, R. J. (1995): Cultural control of plant diseases: A historical perspective. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 18: 145-150.
- HUBER, J.; BOCHOW, H.; JUNGE, H. (1987): Selektion und biotechnische Herstellung von Kulturlösungen mikrobieller Antagonisten zur Unterdrückung phytopathogener Bodenpilze. *J. Basic. Microbiol.*, 27: 497-503.
- JAGER, J. (1989): Schadstoffe in Biomüllkomposten und Emissionen aus Kompostanlagen. In: Behandlung und Beseitigung organischer Abfälle. 12. Mülltechnisches Seminar. Berichte aus Wassergütwirtschaft und Gesundheitsingenieurwesen. Technische Universität München: 31-54.
- JOOP, I. (1996): Einfluß der Bioprozeßführung auf den Hygienestatus von Komposten. In: Haus der Technik, Verant. Nr. Q-40-219-092-6.
- JORDAN, W.; VAN BARNEVELD, H.; GERLICH, O.; ULLRICH, J. (1979): Phenol. In: Ullmans Enzyklopädie der technischen Chemie. 4. Auflage. Band 18. Verlag Chemie, Weinheim: 177-190.
- KLÄRSCHLAMMVERORDNUNG (AbfKlärV) vom 15. April 1992. BGBl., I: 912.
- KLOPOTEK, A. v. (1962): Über das Vorkommen und Verhalten von Schimmelpilzen bei der Kompostierung städtischer Abfallstoffe. *Antonie van Leeuwenhoek*. 28: 141-160.
- KLOPOTEK, A. v. (1979): Vorkommen und Verbreitung hydrolytischer Eigenschaften bei Schimmelpilzen aus Müll und Müllkomposten. *Z. Pflanzenernaehr. Bodenkd.*, 142: 422-433.
- KOCH, E. (1996): Wirkungsweise und Anwendungsmöglichkeiten mikrobieller Antagonisten von Pflanzenkrankheiten. *Gesunde Pflanzen*, 48: 11-19.
- KRAUSS, P. (1991): Kompostfibel - Kompost im Hausgarten. Ministerium für Umwelt, Baden-Württemberg. Luft, Boden, Abfall. Heft 9.
- KRAUSS, P.; KRAUSS, T.; WILKE, M.; WALLENHORST, T. (1996): Herkunft und Verbleib organischer und anorganischer Schadstoffe im Bioabfall. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Abfall-Wirtschaft. Biologische Abfallbehandlung III. M.I.C. Baeza-Verlag, Witzenhausen: 335-366.
- KRÖBER, H. (1985): Erfahrungen mit *Phytophthora* de Bary und *Pythium* Pfringsheim. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem, Heft 225. Kommissionsverlag Paul Parey, Berlin, Hamburg.
- KTBL (1997): Kofermentation. Positionspapier der KTBL-Arbeitsgruppe „Kofermentation“. Kuratorium für Technik und Brauwesen in der Landwirtschaft e.V., Darmstadt.
- KUTER, G. A. (1988): Effects of municipal sludge compost curing time on suppression of *Pythium* and *Rhizoctonia* diseases of ornamental plants. *Plant Disease*, 72: 751-756.
- LÄNDERARBEITSGEMEINSCHAFT ABFALL [LAGA (1995)]: LAGA-Merkblatt M10 - Qualitätskriterien und Anwendungsempfehlungen für Kompost. Stand: 15.2.1995.
- LEWIS, J. A.; LUMSDEN, R. D. (1995): Do pathogenic fungi have potential to inhibit biocontrol fungi? *J. Phytopathology*, 143: 585-588.
- LEWIS, J. A.; PAPAVIDAS, G. C. (1980): Integrated control of *Rhizoctonia* fruit rot of cucumber. *Disease Control and Pest Management*, 70: 85-89.
- LIFSHITZ, R.; WINDHAM, M.T.; BAKER, R. (1986): Mechanism of biological control of preemergence damping-off of pea by seed treatment with *Trichoderma* spp. *Phytopathology*, 76: 720-725.

- LOPEZ-REAL, J.; FOSTER, M. (1985): Plant pathogen survival during composting of agricultural organic wastes. In: J.K.R. Gasser (Hrsg.): Composting of agricultural and other wastes. Elsevier Applied Science Publishers. London: 291-299.
- LUMSDEN, R. D.; LEWIS, J. A.; MILLNER, P. D. (1983): Effect of composted sewage sludge on several soilborne pathogens and diseases. *Phytopathology*, 73: 1543-1548.
- LUMSDEN, R. D.; LOCKE, J. C. (1989): Biological Control of damping-off caused by *Pythium ultimum* and *Rhizoctonia solani* with *Gliocladium virens* in soilless mix. *Phytopathology*, 79: 361-366.
- MACH, R. (1973): Herstellung und Absatz von Kompost in der Bundesrepublik Deutschland, in Holland und in der Schweiz. Gießen.
- MADSEN, A. M.; ROBINSON, H. L.; DEACON, J. W. (1995): Behaviour of zoospore cysts of the mycoparasite *Pythium oligandrum* in relation to their potential for biocontrol of plant pathogens. *Mycol. Research*, 99: 1417-1424.
- MÁNKA, K. et al. (1991): Biotic resistance of Soil to Plant Pathogens. In: Beemster, G.J. et al. (Hrsg.): Biotic Interactions and Soil-borne Diseases. Developments in Agricultural and Managed Forest Ecology, 23: 311-315.
- MÁNKA, K.; DYMEK, A.; PIECHOWSKA, K.. (1993): Biotic series method for evaluation of soil fungi effect on plant pathogenic fungi. I. Replicability of individual biotic effect measurement in the biotic series method. *Phytopath. Polonica*, 6: 87-98.
- MARCINISZYN, E.; GOTTSCHALL, R.; BRUNS, C.; SCHÜLER, C. (1994): Ergebnisse erster Praxisuntersuchungen im F- u. E-Vorhaben „Phytohygiene der Bioabfallkompostierung“. Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e. V. (Hrsg.). 5. Hohenheimer Seminar: Nachweis und Bewertung von Keimemissionen bei der Entsorgung von kommunalen Abfällen sowie spezielle Hygieneprobleme der Bioabfallkompostierung. 5. - 6. Oktober 1994, Gießen: 267-280.
- MARQUARDT, H.; SCHÄFER, S. G. (1994): Lehrbuch der Toxikologie. B.I.-Wissenschaftsverlag, Mannheim, Leipzig, Wien, Zürich: 456.
- MCQUILKEN, M. P.; WHIPPS, J. M.; LYNCH, J. M. (1994): Effects of water extracts of a composted manure-straw mixture on plant pathogen *Botrytis cinerea*. *World Journal of Microbiology & Biotechnology*, 10: 20-26.
- MERGNER, R. (1989): Die Organische Müllabfuhr/System Biotonne. Entwicklungsperspektiven einer neu orientierten Abfallwirtschaft. In: Arbeitsmaterialien zur Raumordnung und Raumplanung. Bayreuth. 66.
- MILLER ALEXANDER, H. (1992): Fungal pathogens and the structure of plant populations and communities. In: Carroll, G. C.; Wicklow, D. T. (Hrsg.): The fungal community. Its organization and role in the ecosystem. 2. Auflage. Marcel Dekker, INC. New York und Basel: 481-497.
- MINUTO, A.; MIGHELI, Q.; GARIBALDI, A. (1995): Integrated control of soil-borne plant pathogens by solar heating and antagonistic microorganisms. *Acta Horticulturae*, 382: 138-143.
- MISCHKE, S. (1997): A quantitative bioassay for extracellular metabolites that antagonize growth of filamentous fungi, and its use with biocontrol fungi. *Mycopathologia*, 137: 45-52.
- MOLL, E. (1997): Einführung in die Biometrie unter Berücksichtigung der Software SAS. Teil 1: Grundbegriffe, beschreibende Statistik und Vergleich zweier Mittelwerte. Berichte aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Heft 23.
- MUKHERJEE, P.K. et al. (1993): Comparative antagonistic properties of *Gliocladium virens* and *Trichoderma harzianum* on *Sclerotium rolfsii* and *Rhizoctonia solani* - Its relevance to understanding the mechanisms of biocontrol. *J. Phytopathology*, 143: 275-279.
- MUKHERJEE, P.K.; MUKHOPADHYAY, A. N.; SARMAH, D. K.; SHRESTHA, S. M. (1995): Comparative antagonistic properties of *Gliocladium virens* and *Trichoderma harzianum* on *Sclerotium rolfsii* and *Rhizoctonia solani* - Its relevance to understanding the mechanisms of biocontrol. *J. Phytopathology*, 143: 275-279.

- NELSON, E. B.; KUTER, G. A.; HOITINK, H. A. (1983): Effects of fungal antagonismus and compost age on suppression of *Rhizoctonia* damping-off in container media amended with composted hardwood bark. The American Phytopathological Society, 73: 1457-1462.
- NIRENBERG, H. (1976): Untersuchungen über die morphologische und biologische Differenzierung in der Fusarien-Sektion *Liseola*. Dissertation am Institut für Mykologie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem.
- NORDHAUS, R. (1992): Das Herhof-Verfahren zur Bioabfallkompostierung. Abfall-Wirtschaft, Band 10. M.I.C. Baeza Verlag, Witzenhausen.
- ODVODY, G. N.; BOSALIS, M. G.; KERR, E. D. (1980): Biological control of *Rhizoctonia solani* with a soil-inhabiting basidiomycete. Phytopathology, 70: 655-658.
- OUSLEY, M. A.; LYNCH, J. M.; WHIPPS, J. M. (1994): The effects of addition of *Trichoderma* inocula on flowering and shoot growth of bedding plants. Scientia Horticulturae, 59: 147-155.
- PAPAVIZAS, G. C. (1985): *Trichoderma* and *Gliocladium*: Biology, ecology and potential for biocontrol. Ann. Rev. Phytopathol., 23: 23-54.
- PERA, J.; CALVET, C. (1989): Suppression of *Fusarium* wilt of carnation in a composted pine bark and a composted olive pumice. Plant Disease, 73: 699-700.
- PETRIK, C. (1993): Bioabfallkompostierung in Hessen. Erhebung über Stand, Qualitätssicherung und Vermarktung. Diplomarbeit an der Fachhochschule Gießen-Friedberg. Fachbereich Technisches Gesundheitswesen.
- PITT, J. I. (1973): An appraisal of identification methods for *Penicillium* species: novel taxonomic criteria based on temperature and water relations. Mycologia, 65: 1135-1157.
- PITT, J. I. (1979): The genus *Penicillium* and its teleomorphic states *Eupenicillium* and *Talaromyces*. Academic Press. London, New York.
- POLETSCHNY, H. (1994): Einsatz von Bioabfallkomposten in der Landwirtschaft. In: Wiemer, K. & Kern, M. (Hrsg.): Verwertung biologischer Abfälle. Abfall-Wirtschaft - Neues aus Forschung und Praxis. M.I.C. Baeza-Verlag, Witzenhausen: 71-86.
- POLLMANN, B. R.; STEINER, A. M. (1994): A standardized method for testing the decay of plant diaspores in biowaste composts by using tomato seed. Agribiol. Res., 47: 27-31.
- QASEM, J. R.; ABU-BLAN, H.-A. (1996): Fungicidal activity of some common weed extracts against different plant pathogenic fungi. J. Phytopathology, 144: 157-161.
- RAPER, K. B.; FENNELL, D. I. (1965): The genus *Aspergillus*. The Williams & Wilkins Company. Baltimore.
- RAPER, K. B.; THOM, C. (1949): A manual of the *Penicillia*. Baillière, Tindall & Cox, London.
- REINHARDT, T.; JAGER, J. (1996): Schadstoffbelastung der Abluft bei der mechanisch-biologischen Restabfallbehandlung und anschließender Deponierung. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Abfall-Wirtschaft. Biologische Abfallbehandlung III. M.I.C. Baeza-Verlag, Witzenhausen: 845-906.
- REINHOLD, J. (1996): Qualität und Anwendung von Komposten. Gütegemeinschaft Kompost Berlin, Brandenburg, Sachsen-Anhalt e.V. (Hrsg.). RAL-Gütezeichen Kompost - Schriften für die Kompostpraxis. Straße am Klärwerk, 15031 Waßmannsdorf.
- REISINGER, O.; DURECU, S.; TOUTAIN, F. (1992): Effect of natural substances on plants: Biological control of telluric phytopathogenic fungi by an antifungal compost. In: Kubat, J. (Hrsg.): Humus, its structure and role in agriculture and environment. Elsevier Science Publishers. Amsterdam: 145-153.
- ROBERTS, D. P.; DERY, P. D.; HEBBAR, P. K.; MAO, W.; LUMSDEN, R. D. (1997): Biological control of damping-off of cucumber caused by *Pythium ultimum* with a root-colonization-deficient strain of *Escherichia coli*. J. Phytopathology, 145: 383-388.
- SADLERS, H.-M. (1996): Einsatz von Bakterien zur Bekämpfung von Pilzkrankungen. Gemüse. 3/1996: 180-181.

- SAMERSKI, C.; WELTZIEN, H. C. (1988): Untersuchungen zu Wirkungen und Wirkungsmechanismus von Kompostextrakten im Pathosystem Gurke - Echter Mehltau (*Sphaerotheca fuliginea*). Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent, 53: 373-377.
- SAMSON, R. A.; VAN REENEN-HOEKSTRA, E. S. (1988): Introduction to food-borne fungi. 3. Auflage. Centraalbureau voor Schimmelcultures. Baarn.
- SAUTHOFF, W.; NIRENBERG, H.; METZLER, B.; GRUHN, U. (1994): Untersuchungen über den Einfluß einer intensiven Pflanzenproduktion auf die Zusammensetzung der Bodenpilzflora. In: Bartels & Kampmann (Hrsg.): Auswirkungen eines langjährigen Einsatzes von Pflanzenschutzmitteln bei unterschiedlichen Intensitätsstufen und Entwicklung von Bewertungskriterien. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem, Heft 295. Kommissionsverlag Blackwell Wissenschafts-Verlag GmbH. Berlin, Wien: 143-155.
- SCHINNER, F.; SONNLEITNER, R. (1996): Bodenökologie. Mikrobiologie und Bodenenzymatik. Band I. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, New York: 266
- SCHÜLER, C.; BIALA, J.; BRUNS, C.; GOTTSCHALL, R.; AHLERS, S.; VOGTMANN, H. (1989): Suppression of root rot on peas, beans and beetroots caused by *Pythium ultimum* and *Rhizoctonia solani* through the amendment of growing media with composted organic household waste. J. Phytopathology, 127: 227-238.
- SCHUTTE, T.; GOGGEL, B.; MAIRE, U. (1991): Biowaste recycling in the Netherlands. Biocycle, Juni 1991: 70-71.
- SESAN, T. E.; TEODORESCU, G. (1993): Investigations on prevention of strawberry grey mould (*Botrytis cinerea* Pers.) in Romania by using the fungus *Trichoderma viride* Pers. Ex S.F. Gray. In: Mc Veigh, L. J.; Hall, D. R.; Beevor, P. S (Hrsg.): Proceedings working group meeting, Chatham (UK), 11.-14. May 1993. IOBC/WPRS Bulletin, 16: 234-243.
- SHAH-SMITH, D. A.; BRUNS, R. G. (1996): Biological control of damping-off of sugar beet by *Pseudomonas putida* applied to seed pellets. Plant Pathology, 45: 572-582.
- SITTIG, M. (1980): Priority toxic pollutants - Health impacts and allowable limits. Environmental Health Series, No. 1. Noyes Data Corp. Park Ridge, New York.
- SIVAN, A.; CHET, I. (1989): The possible role of competition between *Trichoderma harzianum* and *Fusarium oxysporum* on rhizosphere colonization. Phytopathology, 79: 198-203.
- SOKAL, R. R.; ROHLF, F. J. (1981): Biometry. The principles and practice of statistics in biological research. 2. Auflage. W.H. Freeman and Company. New York.
- SPIELLER, M. (1996): Bedeutung persistenter organischer Schadstoffe im Kompost und im Klärschlamm für Pflanzen und Boden. In: Wiemer, K.; Kern, M. (Hrsg.): Abfall-Wirtschaft. Biologische Abfallbehandlung III. M.I.C. Baeza-Verlag, Wittenhausen: 367-391.
- STAIB, F. (1978): Raumluftuntersuchungen auf *Aspergillus*-Arten in der Wohnung eines chronisch Lungenerkrankten. Bundesgesundheitsblatt 21. 471-474.
- STAIB, F. (1991): Zunehmende Inzidenz tiefer Mykosen - Epidemiologie, Diagnostik und Therapie. Bundesgesundheitsblatt 5/91: 212-215.
- STAIB, F. (1992): Bioabfall aus medizinisch-mykologischer Sicht. Bundesgesundheitsblatt, Sonderdruck. 35. Jahrgang: 21-92.
- ST-ARNAUD, M.; HAMEL, C.; CARON, M.; FORTIN, J. A. (1994): Inhibition of *Pythium ultimum* in roots and growth substrate of mycorrhizal *Tagetes patula* colonized with *Glomus intraradices*. Can. J. Plant Pathology, 16: 187-194.
- STEINMETZ, J. (1994): Zur Formulierung und Applikation von *Trichoderma harzianum* und *Gliocladium roseum* als Antagonisten bodenbürtiger Schadpilze. Dissertation. Fachbereich Gartenbau der Universität Hannover.
- STEINMETZ, J.; SCHÖNBECK, F. (1994): Conifer bark as growth medium and carrier for *Trichoderma harzianum* and *Gliocladium roseum* to control *Pythium ultimum* on pea. Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz, 101: 200-211.

- STRAUCH, D. (1987): Hygiene in der Abfallwirtschaft. In: Tabasaran, O. (Hrsg.): Abfallbeseitigung und Abfallwirtschaft. VDI-Verlag. Düsseldorf: 23-47.
- STRAUCH, D. (1994): Seuchenhygienische Beurteilung von Kompost. Handbuch Müll und Abfall. Lfg. 6/94. 6845. Erich Schmidt Verlag GmbH, Berlin.
- TÖPFER, K. (1985): Die Kompostierung in der Abfallwirtschaft von Rheinland-Pfalz. In: Thomè-Kosmenschky, K.-J. (Hrsg.), 1985: Kompostierung von Abfällen. EF-Verlag, Berlin.
- TOYOTA, K.; KITAMIRA, M.; KIMURA, M. (1995): Suppression of *Fusarium oxysporum* f. sp. *raphani* Peg-4 in soil following colonization by other *Fusarium* spp. Soil. Biol. Biochem., 27: 41-46.
- TRÄNKNER, A. (1990): Kompostextrakte kontra Schadpilze. Garten Organisch, 4: 13-15.
- TRÄNKNER, A. (1993): Kompost und Pflanzengesundheit: Möglichkeiten und Auswirkungen der biologischen Beeinflussung pflanzlicher Oberflächen zur Krankheitsbekämpfung. Verlag Dr. Kovac, Hamburg.
- TRILLAS-GAY, M. I.; HOITINK, H. A.; MADDEN, L. V. (1986): Nature of suppression of *Fusarium* wilt of radish in a container medium amended with composted hardwood bark. Plant Disease, 70: 1023-1027.
- VAN DEN BOOGERT, P. H.; LUTTIKHOLT, A. J. (1995): Control of sclerotial renewal of *Rhizoctonia solani* by biological and cultural methods. In: Whipps, J. M.; Gerlagh, T. (Hrsg.): Biological control of sclerotium-forming pathogens. IOBC/WPRS Bulletin, 18: 67-73.
- VERSCHUEREN, K. (1983): Handbook of environmental data on organic chemicals. Van Nostrand Reinhold. New York. 2. Auflage.
- VOGTMANN, H.; FRICKE, K.; KEHRES, B. TURK, B. (1989): Bioabfall-Kompostierung. Hessisches Ministerium für Umwelt und Reaktorsicherheit (Hrsg.), Wiesbaden.
- WEBSTER, J. (1983): Pilze - Eine Einführung. Springer Verlag. Berlin, New York.
- WEIDONG C.; HOITINK, H. A.; SCHMITTHENNER, F.; TUOVINEN, O. H. (1988): The role of microbial activity in suppression of damping-off caused by *Pythium ultimum*. Phytopathology, 78: 314-322.
- WELT, J. (1990): Die Städte und der Müll. Umwelt-Magazin. 4/90: 30-33.
- WHIPPS, J. M. (1991): Effects of mycoparasites on sclerotia-forming fungi. In: Beemster, A. B.; Bollen, G. J.; Gerlagh, M.; Ruissen, M. A.; Schippers, B.; Tempel, A. (Hrsg.): Biotic interactions and soil-borne diseases. Elsevier, Amsterdam.
- WIEMER, K.; KERN, M. (1996): Kompost-Atlas 1996/97. Anlagenhandbuch: Kompostierung, Anaerobtechnik, Mechanisch-biologische Abfallbehandlung und Aggregate. Abfall-Wirtschaft. Neues aus Forschung und Praxis. M.I.C. Baeza-Verlag, Witzenhausen.
- WORKU, Y.; GERHARDSON, B. (1996): Suppressiveness to clubroot, pea root rot and *Fusarium* wilt in Swedish soils. J. Phytopathology, 144: 143-146.
- YLIMÄKI, A.; TOIVAINEN, A.; KALLIO, H.; TIKANMÄKI, E. (1983): Survival of some plant pathogens during industrial scale composting of wastes from a food processing plant. Annales Agriculturae Fenniae, 22: 77-85.
- YUAN, W. M.; CRAWFORD, D. L. (1995): Characterization of *Streptomyces lydicus* WYEC108 as a potential biocontrol agent against fungal root and seed rots. Applied and Environmental Microbiology, 61: 3119-3128.
- YUEN, G. Y.; RAABE, R. D. (1984): Effects of small-scale aerobic composting on survival of some fungal plant pathogens. The American Phytopathological Society, 68: 134-136.
- ZYCHA, H.; SIEPMANN, R.; LINNEMANN, G. (1969): Die Mucorales. Eine Beschreibung aller Gattungen und Arten dieser Pilzgruppe. Verlag J. Cramer, Lehre.

9 Anhang

Nährböden und Reagenzien

Synthetischer, nährstoffarmer Agar mit Antibiotika - SNA-A (NIRENBERG, 1976)

Dest. H ₂ O	1000	ml
KH ₂ PO ₄	1	g
KNO ₃	1	g
MgSO ₄ x 7H ₂ O	0,5	g
KCl	0,5	g
Glucose	0,2	g
Saccharose	0,2	g
NaOH	0,6	ml
Agar (OXOID)	17	g

Nach dem Autoklavieren wurden folgende Antibiotika in ca. 10-12 ml sterilem H₂O gelöst und dem gießfertigen Agar zugesetzt (pro Liter Agar):

10 mg Chlortetracycline

100 mg Penicillin

50 mg Streptomycin

Czapek's Solution Agar - CZ (RAPER & THOM, 1949)

Dest. H ₂ O	1000	ml
NaNO ₃	3	g
K ₂ HPO ₄	1	g
MgSO ₄	0,5	g
KCl	0,5	g
FeSO ₄ x 7 H ₂ O	0,01	g
Saccharose	30	g
Agar (OXOID)	17	g

Czapek yeast extract agar - CZY (PITT, 1973)

Rezeptur: vgl. Czapek's Solution Agar;

zusätzlich werden noch 5 g yeast extract pro Liter Agar zugegeben.

Malt extract agar - MEA (PITT, 1973)

Dest. H ₂ O	1000	ml
Malzextraktpulver (MERCK 5391)	20	g
Glucose	20	g
Peptone	1	g
Agar (OXOID)	18	g

Malt extract agar - MEA (MERCK 5398)

Dest. H ₂ O	1000	ml
Malzagar (MERCK 5398)	48	g

Möhrensaftagar - 5 % mit Antibiotika (KRÖBER, 1985)

Dest. H ₂ O	950	ml
Möhrensaft	50	ml
Agar (OXOID)	18	g

Nach dem Autoklavieren wurden dem gießfertigen Agar zugesetzt (pro Liter Agar):

40 mg Enoxacin (GÖDECKE AG)

15 ml Solacol (SCHERING)

Möhrensaftagar - 5 % (KRÖBER, 1985)

Rezeptur: vgl. Möhrensaftagar (5 %) ohne die Zugabe von Antibiotika.

Möhrensaftagar - 1 % (KRÖBER, 1985)

Dest. H ₂ O	990	ml
Möhrensaft	10	ml
Agar (OXOID)	18	g

Möhrenschnitzelagar (KRÖBER, 1985)

Dest. H ₂ O	1000	ml
Möhrenschnitzel	18	g
Agar (OXOID)	18	g

Potato Dextrose Agar - PDA (DIFCO 13-176)

Dest. H ₂ O	1000	ml
PDA-Agar (DIFCO 13-176)	39	g

Spurenelementlösung (FRISVAD & FILTENBORG, 1983)

Steriles H ₂ O	100	ml
CuSO ₄ x 5 H ₂ O	0,5	g
ZnSO ₄ x 7 H ₂ O	1,0	g

Analyse des Pilzspektrums einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte

Tab. 37: Pilzflora der Randzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 2 mm)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Aspergillus fumigatus</i>																+					1	5
<i>Botryotrichum piluliferum</i> *									+		+					+					3	15
<i>Fusarium oxysporum</i>		+																			1	5
<i>Geotrichum candidum</i> *		+										+				+					3	15
<i>Geomyces pannorum</i> *		+										+		+						+	4	20
<i>Mucor hiemalis</i>		+							+												2	10
<i>Mucor racemosus</i>								+													1	5
<i>Penicillium crustosum</i>		+																			1	5
<i>Penicillium cyclopium</i>																				+	1	5
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *			+	+					+	+	+					+	+	+			8	40
<i>Scopulariopsis candida</i>							+														1	5
<i>Sporothrix schenckii</i>		+																			1	5
<i>Trichoderma hamatum</i>																		+			1	5
<i>Trichoderma hamatum</i>		+																			1	5
Hefe														+	+						2	10
Summe	0	7	1	1	0	0	1	0	4	1	2	2	0	2	1	4	1	2	0	2	31	

Anzahl der Arten 15
 Anzahl der Isolate 31
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 1,55

* = dominante Arten

Tab. 38: Pilzflora der Hauptrottezone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 2 mm)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Acremonium chrysogenum</i>					+						+			+	+						4	20
<i>Botryotrichum piluliferum</i>				+						+											2	10
<i>Geotrichum candidum</i>									+										+		2	10
<i>Geomyces pannorum</i>									+										+		2	10
<i>Mucor circinelloides</i>											+										1	5
<i>Penicillium crustosum</i>									+												1	5
<i>Penicillium cyclopium</i>									+											+	2	10
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *	+	+	+			+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	16	80
Hefe									+												1	5
Summe	1	1	1	1	1	1	1	1	4	3	3	1	1	2	2	1	1	1	2	2	31	

Anzahl der Arten 9
 Anzahl der Isolate 31
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 1,55

* = dominante Arten

Tab. 39: Pilzflora der Kernzone einer offenen Kompostmiete nach 8wöchiger Vorrotte (Kompostpartikelgröße 2 mm)

Pilzarten	Kompostpartikel																				Anzahl	Häufigkeit (in %)
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20		
<i>Actinomucor elegans</i>												+						+			2	10
<i>Acremonium chrysogenum</i>			+											+							2	10
<i>Botryotrichum piluliferum</i>	+															+					2	10
<i>Geotrichum candidum</i>											+										1	5
<i>Geomyces pannorum</i>								+		+	+										3	15
<i>Mucor hiemalis</i>								+													1	5
<i>Mucor circinelloides</i>								+													1	5
<i>Penicillium crustosum</i>	+							+													2	10
<i>Scopulariopsis acremonium</i> *			+			+	+					+	+		+			+	+		8	40
<i>Verticillium lecanii</i>	+																				1	5
Hefe *				+							+				+	+		+			5	25
Summe	3	0	2	1	0	1	1	4	0	2	2	2	1	2	2	1	0	3	1	0	28	

Anzahl der Arten 11
 Anzahl der Isolate 28
 Durchschnittliche Anzahl
 Arten / Kompostpartikel 1,40

* = dominante Arten

Artenhäufigkeit (in %) und -verteilung der Pilzflora zweier gewerblich hergestellter Komposte nach der Vor- und Nachrotte

Legende zu den Tabellen 40 und 41 (S. 112ff):

- V 1 = Versuchsreihe 1
- V 2 = Versuchsreihe 2
- R = Randzone der Miete
- H = Hauptrottezone der Miete
- K = Kernzone der Miete

Tab. 40: Artenhäufigkeit (in %) und verteilung der Pilzflora zweier gewerblich hergestellter Komposte nach der Vorrotte

Rotteverfahren: Versuchsreihe: Rottezonen:	Offene Mietenrotte						Rottebox						Gesamt- häufigkeit (in %)	
	V 1			V 2			V 1			V 2				
	R	H	K	R	H	K	R	H	K	R	H	K		
Pilzarten														
1 <i>Acremonium cf. atrogriseum</i>							10	15						2,08%
2 <i>Acremonium chrysogenum</i>													0,00%	
3 <i>Acremonium cf. kiliense</i>													0,00%	
4 <i>Acremonium strictum</i>							85	25	5	5				10,00%
5 <i>Acremonium spec.</i>													0,00%	
6 <i>Actinomucor elegans</i>							5						0,42%	
7 <i>Alternaria alternata</i>										5			0,42%	
8 <i>Arthrobotrys amerospora</i>													0,00%	
9 <i>Arthrobotrys oligospora</i>													0,00%	
10 <i>Aspergillus fumigatus</i>													0,00%	
11 <i>Aspergillus fumig. var. ellipticus</i>										5			0,42%	
12 <i>Aspergillus nidulans</i>							65	20					7,08%	
13 <i>Aspergillus versicolor</i>													0,00%	
14 <i>Aspergillus spec.</i>							5						0,42%	
15 <i>Botryotrichum piluliferum</i>	5			55	55	75							15,83%	
16 <i>Botrytis cinerea</i>													0,00%	
17 <i>Cladosporium cladosporioides</i>							5						0,42%	
18 <i>Cladosporium herbarum</i>													0,00%	
19 <i>Clonostachys roseum</i>													0,00%	
20 <i>Clonostachys solani</i>													0,00%	
21 <i>Cylindrocarpon tokinense</i>													0,00%	
22 <i>Doratomyces medius</i>							5	5	5					1,25%
23 <i>Doratomyces stemonitis</i>										5			0,00%	
24 <i>Epicoccum purpurascens</i>													0,42%	
25 <i>Fusarium culmorum</i>													0,00%	
26 <i>Fusarium filiferum</i>													0,00%	
27 <i>Fusarium solani</i>													0,00%	
28 <i>Fusarium spec.</i>													0,00%	
29 <i>Geomyces pannorum</i>										15	20	20	5,42%	
30 <i>Geotrichum candidum</i>							90			10	15	5	18,33%	
31 <i>Gliomastix cf. atrogriseum</i>										10				0,83%
32 <i>Graphium putredinis</i>										10	5			1,25%
33 <i>Hefe</i>	5	5	15							5	10	5	3,75%	
34 <i>Humicola fuscoatra</i>							10			10			1,67%	
35 <i>cf. Monilia</i>													0,00%	
36 <i>Mortierella hyalina</i>													0,00%	
37 <i>Mortierella hygrophila</i>													0,00%	
38 <i>Mortierella reticulata</i>													0,00%	
39 <i>Mortierella stylospora</i>							5			30			2,92%	
40 <i>Mortierella turficola</i>													0,00%	
41 <i>Mortierella vinacea</i>													0,00%	
42 <i>Mortierella spec.</i>													0,00%	
43 <i>Mucor circinelloides</i>							75			10			7,08%	
44 <i>Mucor hiemalis</i>							30	40		15	30	10	30	12,92%
45 <i>Mucor microsporus</i>													0,00%	
46 <i>Mucor racemosus</i>	5				10	30					10	4,58%		
47 <i>Oedocephalum spec.</i>													0,00%	
48 <i>Paecilomyces fulvus</i>													0,00%	
49 <i>Paecilomyces inflatus</i>										5			0,42%	
50 <i>Paecilomyces variotii</i>													15	1,25%
51 <i>Paecilomyces spec.</i>													0,00%	

Tab. 40 Fortsetzung

Rotteverfahren: Versuchsreihe: Rottezonen:	Offene Mietenrotte						Rottebox						Gesamt- häufigkeit (in %)
	V 1			V 2			V 1			V 2			
	R	H	K	R	H	K	R	H	K	R	H	K	
Pilzarten													
52 <i>Papulaspora cf. immersa</i>													0,00%
53 <i>Penicillium albidum</i>													0,00%
54 <i>Penicillium chrysogenum</i>													0,00%
55 <i>Penicillium cf. corylophilum</i>													0,00%
56 <i>Penicillium corymbiferum</i>										15	5	10	2,50%
57 <i>Penicillium crustosum</i>													0,00%
58 <i>Penicillium cyclopium</i>				5	15					10			2,50%
59 <i>Penicillium expansum</i>				40	50	10				20			10,00%
60 <i>Penicillium martensii</i>													0,00%
61 <i>Penicillium cf. melinii</i>													0,00%
62 <i>Penicillium mizcynskii</i>													0,00%
63 <i>Penicillium notatum</i>				35	5	25							5,42%
64 <i>Penicillium ochro-chloron</i>													0,00%
65 <i>Penicillium cf. oxalicum</i>													0,00%
66 <i>Penicillium pallitans</i>													0,00%
67 <i>Penicillium roquefortii</i>											10		0,83%
68 <i>Penicillium spinulosum</i>													0,00%
69 <i>Penicillium cf. spinulosum</i>													0,00%
70 <i>Penicillium stoloniferum</i>													0,00%
71 <i>Penicillium velutinum</i>													0,00%
72 <i>Penicillium cf. velutinum</i>													0,00%
73 <i>Penicillium cf. viridicatum</i>										5			0,42%
74 <i>Penicillium waksmanii</i>													0,00%
75 <i>Penicillium cf. waksmanii</i>													0,00%
76 <i>Penicillium spec.</i>													0,00%
77 <i>Plectosporium tabacinum</i>													0,00%
78 <i>Pythium irregulare</i> *													0,00%
79 <i>Pythium oligandrum</i> *								30	20				0,08%
80 <i>Rhizopus arrhizus</i>													0,00%
81 <i>Scopulariopsis acremonium</i>	10	5	5										1,67%
82 <i>Scopulariopsis brevicaulis</i>				25									2,08%
83 <i>Scopulariopsis candida</i>													0,00%
84 <i>Scopulariopsis chartarum</i>													0,00%
85 <i>Sporothrix schenckii</i>				5									0,42%
86 <i>Streptomyces spec.</i>					5								0,42%
87 <i>Syncephalis spec.</i>													0,00%
88 <i>Trichocladium asperum</i>					5								0,42%
89 <i>Trichoderma atroviride</i>								10	10				1,67%
90 <i>Trichoderma pseudokoningii</i>													0,00%
91 <i>Trichoderma cf. pseudokoningii</i>													0,00%
92 <i>Trichoderma virens</i>													0,00%
93 <i>Trichurus spiralis</i>				30	85	45							13,33%
94 <i>Ulocladium consortiale</i>					5								0,42%
95 <i>Zygorrhynchus moelleri</i>													0,00%
96 <i>Verticillium lecanii</i>													0,00%
97 Konidien oval, 5 x 3 µ								5					0,42%
98 Konidienkette, oval													0,00%
99 sterile Hyphen								5	5		5	5	1,67%

* *Pythium* wurde mit abweichender Isolationsmethode isoliert und die Häufigkeit des Auftretens entsprechend umgerechnet.

Tab. 41: Artenhäufigkeit (in %) und verteilung der Pilzflora zweier gewerblich hergestellter Komposte am Ende der Nachrotte

Rotteverfahren: Versuchsreihe: Rottezonen:	Offene Mietenrotte						Rottebox						Gesamt- häufigkeit (in %)
	V 1			V 2			V 1			V 2			
	R	H	K	R	H	K	R	H	K	R	H	K	
Pilzarten													
1 <i>Acremonium cf. atrogriseum</i>													0,00%
2 <i>Acremonium chrysogenum</i>	5		25	60		5	5						8,75%
3 <i>Acremonium cf. kiliense</i>									50				4,17%
4 <i>Acremonium strictum</i>								5					0,42%
5 <i>Acremonium spec.</i>			5				45	35	25	45		30	15,42%
6 <i>Actinomucor elegans</i>							10						0,83%
7 <i>Alternaria alternata</i>													0,00%
8 <i>Arthrobotrys amerospora</i>								10		5			1,25%
9 <i>Arthrobotrys oligospora</i>							5						0,42%
10 <i>Aspergillus fumigatus</i>				95					5			35	11,25%
11 <i>Aspergillus fumig. var. ellipticus</i>													0,00%
12 <i>Aspergillus nidulans</i>													0,00%
13 <i>Aspergillus versicolor</i>											10		0,83%
14 <i>Aspergillus spec.</i>										5	10		1,25%
15 <i>Botryotrichum piluliferum</i>	70		5	60		15		40	60	70	5	55	31,67%
16 <i>Botrytis cinerea</i>			5										0,42%
17 <i>Cladosporium cladosporioides</i>													0,00%
18 <i>Cladosporium herbarum</i>	5	5											0,83%
19 <i>Clonostachys roseum</i>						10			35				3,75%
20 <i>Clonostachys solani</i>							5			25	5		2,92%
21 <i>Cylindrocarpon tokinense</i>								10		5			1,25%
22 <i>Doratomyces medius</i>													0,00%
23 <i>Doratomyces stemonitis</i>							40	15	35	5		5	8,33%
24 <i>Epicoccum purpurascens</i>													0,00%
25 <i>Fusarium culmorum</i>								5					0,42%
26 <i>Fusarium filiferum</i>										5			0,42%
27 <i>Fusarium solani</i>								5	15	5			2,08%
28 <i>Fusarium spec.</i>				5									0,42%
29 <i>Geomyces pannorum</i>	50	5		20			75	80	60			5	24,58%
30 <i>Geotrichum candidum</i>										5		50	4,58%
31 <i>Gliomastix cf. atrogriseum</i>													0,00%
32 <i>Graphium putredinis</i>													0,00%
33 <i>Hefe</i>											5	15	1,67%
34 <i>Humicola fuscoatra</i>													0,00%
35 <i>cf. Monilia</i>							20	10	20				4,17%
36 <i>Mortierella hyalina</i>							5						0,42%
37 <i>Mortierella hygrophila</i>												5	0,42%
38 <i>Mortierella reticulata</i>												15	1,25%
39 <i>Mortierella stylospora</i>				20						55		90	13,75%
40 <i>Mortierella turficola</i>							5	5	10				1,67%
41 <i>Mortierella vinacea</i>							15	5					1,67%
42 <i>Mortierella spec.</i>	15		5					10	10				3,33%
43 <i>Mucor circinelloides</i>				5						50		25	6,67%
44 <i>Mucor hiemalis</i>				5			65	50	10	40		20	15,83%
45 <i>Mucor microsporus</i>							20	5	15				3,33%
46 <i>Mucor racemosus</i>													0,00%
47 <i>Oedocephalum spec.</i>				20				5					2,08%
48 <i>Paecilomyces fulvus</i>									5				0,42%
49 <i>Paecilomyces inflatus</i>													0,00%
50 <i>Paecilomyces variotii</i>	5												0,42%
51 <i>Paecilomyces spec.</i>							5						0,42%
52 <i>Papulaspora cf. immersa</i>									10				0,83%
53 <i>Penicillium albidum</i>									5				0,42%

Statistische Auswertungen

Tab. 42: Dunnett-Test: Überprüfung der phytopathogenen Pilze auf Infektiosität

Wiederholungen	Versuchsgefäß	Versuchspflanze	Frischgewicht (Mittelwert) in g	Standart- abweichung	Vertrauensintervall von bis	
50	Kontrolle	Erbse	14,88	4,23		
*** 10	<i>Fusarium oxysp. f. sp. pisi</i>	Erbse	8,40	2,52	-9,50	-6,48
*** 10	<i>Fusarium redolens</i>	Erbse	8,40	2,23	-9,50	-6,48
*** 10	<i>Pythium ultimum</i>	Erbse	1,20	1,68	-16,70	-13,68
*** 10	<i>Rhizoctonia solani</i>	Erbse	0,26	0,60	-17,63	-14,61

Wiederholungen	Versuchsgefäß	Versuchspflanze	Frischgewicht (Mittelwert) in g	Standart- abweichung	Vertrauensintervall von bis	
50	Kontrolle	Weizen	13,67	3,95		
*** 10	<i>Gaeumannomyces graminis</i>	"	9,60	2,55	-6,69	-4,10

*** signifikant verschieden zur Kontrolle; Signifikanzniveau: 5 %

Tab. 43: Dunnett-Test: Überprüfung der Antagonisten aus Komposterde in ihrer Wirkung auf die Erbse als Testpflanze

Wiederholungen	Versuchsgefäß	Versuchspflanze	Frischgewicht (Mittelwert) in g	Standart- abweichung	Vertrauensintervall von bis	
50	Kontrolle	Erbse	14,88	4,23		
10	<i>Penicillium expansum</i>	Erbse	11,63	2,33	-6,61	-3,25
10	<i>Mucor hiemalis</i>	Erbse	17,64	2,76	-0,61	2,76
10	<i>Mortierella stylospora</i>	Erbse	17,54	3,48	-0,71	2,66
*** 10	<i>Pythium oligandrum</i>	Erbse	19,41	3,5	1,17	4,53
10	<i>Trichoderma atroviride</i>	Erbse	17,45	3,15	-0,80	2,57

*** signifikant verschieden zur Kontrolle; Signifikanzniveau: 5 %

Danksagung

Mein Dank gilt Herrn Professor und Direktor Dr. habil. G. Deml für die Überlassung des Themas, die wertvollen Anregungen und die Möglichkeit, diese Arbeit unter ausgezeichneten Bedingungen anzufertigen.

Herzlich gedankt sei ferner Herrn Professor Dr. Dr. h. c. H. Bochow, für die mir stets gewährte fachliche und persönliche Unterstützung bei der Planung der Versuche und Fertigstellung der Arbeit.

Mein besonderer Dank gilt Frau Dr. Helgard I. Nirenberg, die mir in allen Abschnitten der Arbeit umfassende Unterstützung gewährt hat.

Herzlichen Dank allen Mitarbeitern des Institutes für Mikrobiologie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft und des Institutes für Phytomedizin der Humboldt-Universität zu Berlin für Ihre stete Hilfsbereitschaft. Ohne deren Unterstützung wäre mir diese Arbeit nicht möglich gewesen.

Herrn G. Hagedorn sei für die Hilfe bei der Durchführung der statistischen Berechnungen und der kritischen Durchsicht des Manuskriptes gedankt.

Herrn Loff als Geschäftsführer der Jessen GmbH und Herrn Jaenisch als Leiter der Deponie Parkentin danke ich sehr für Ihr Entgegenkommen und Ihre Mitarbeit.

Der Deutschen Bundesstiftung Umwelt danke ich für die Finanzierung und die fachliche Begleitung der Arbeit. Herrn Dr.-Ing. J. Fischer danke ich als Ansprechpartner für die persönliche Betreuung.

Ferner möchte ich meiner Familie und meinen Freunden für Ihre aufmunternde Unterstützung in allen Lebenslagen danken.

LEBENS LAUF

Persönliche Daten

Name	Breitenbach
Vorname	Edda
Geburtsdatum	26.12.1967
Geburtsort	Lohr am Main
Familienstand	ledig
Staatsangehörigkeit	deutsch

Schulbildung

Ausbildungsstätte	humanistisches Gymnasium in Lohr am Main
Zeitraum	Sept. 1978 - Juni 1987
Abschluß	Abitur im Juni 1987
Gesamtnote	1,8

Wissenschaftlicher Werdegang

Studium

Ausbildungsstätte	TU München-Weihenstephan
Fachrichtung	Oecotrophologie
Zeitraum	Nov. 1987 - Okt. 1993
Abschluß	Diplom am 02.11.1993
Gesamtnote	1,7

Thema der Diplomarbeit

	Die Bedeutung von Substratverwertungsreaktionen für die Taxonomie der <i>Fusarien</i> .
angefertigt am	Institut für Mikrobiologie, Forschungszentrum für Milch und Lebensmittel, Weihenstephan.
Betreuer	Prof. Dr. Siegfried Scherer

15.12.1994 - 26.02.1994

Wissenschaftliche Hilfskraft im Projekt „Bioabfallkompostierung“ an der Bayr. Landesanstalt für Landtechnik, Weihenstephan (Aufbereitung von Kompostproben zur Bodenanalyse)

02.03.1994 - 31.12.1994

Wissenschaftliche Mitarbeiterin am Institut für Mikrobiologie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem (Identifikation der Pilzflora in Komposterden)

Promotion

Fakultät	Landwirtschaftlich-Gärtnerische Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin
----------	---

Arbeitsplatz	Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Mikrobiologie, Berlin-Dahlem
Zeitraum	Januar 1995 - März 1997 (Dr. rer. hort.) (Stipendiatin der Deutschen Bundesstiftung Umwelt)
Thema	Phytoparasitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums.

Sonstige Prüfungen	Lehrgang „Ehrenamtliche Abfallberaterin“ der Stadt Freising Berufs- und arbeitspädagogische Ausbildereignung der IHK
---------------------------	---

Berufliche Erfahrungen

Praktika	
01.04.1990 - 31.03.1991	einjähriges Praxisjahr während des Studiums (Bayrischzell, Gießen, Nürnberg)
01.08.1992 - 31.10.1992	Auslandspraktikum (Kalifornien)
01.11.1993 - 05.12.1993	Auslandspraktikum (Irland)
Februar 1997	Praktikum beim Berliner Senat für Stadtentwicklung und Umweltschutz
März 1997	Praktikum bei der Berliner Stadtreinigung (BSR)

Sonstige Tätigkeiten	
WS 1991/92 - WS 1992/93	Mitglied des AK Müll an der TU München-Weihen stephan

Sonstige Kenntnisse und Fähigkeiten

EDV-Kenntnisse	Word, Excel, Harvard Graphics, PowerPoint, SAS
Fremdsprachenkenntnisse	Englisch: sicher in Wort und Schrift Altphilologie: Latein, Altgriechisch
Führerschein	Klasse III

Hobbys

Kultur	Konzerte, Kino, Theater; selbst längjährige Kinomit- arbeiterin
Reiten	u.a. Reisebegleitung von Reitkursen der Humboldt- Universität zu Berlin

Berlin, den 12.08.1998

Veröffentlichte wissenschaftliche Schriften und Vorträge

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G. (1994): Einfluß von Bau- und Betriebsform verschiedener Haushaltskomposter auf die Pilzflora. Jahresbericht der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin 1994: 135.

NIRENBERG, H. I.; BREITENBACH, E., DEML, G. (1995): Einfluß der Bauform verschiedener Haushaltskomposter auf die Pilzflora des Kompostes nach sechsmonatiger Rotte während des Sommerhalbjahres 1994. Jahresbericht der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin 1995: 147.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G.; BOCHOW, H.; HENTSCHEL, K.-D. (1995): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Jahresbericht der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin 1995: 148-149.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G.; BOCHOW, H.; HENTSCHEL, K.-D. (1996): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Jahresbericht der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin 1996: 138.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G.; BOCHOW, H.; HENTSCHEL, K.-D. (1996): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Mitteilungen der Biologischen Bundesanstalt. Heft 321: 433.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G.; HENTSCHEL, K.-D. (1997): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Schriftenreihe des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten. Reihe A: Angewandte Wissenschaft. Heft 465: 413.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G. (1997): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Tagung der Gesellschaft für Mykologie und Lichenologie vom 24.10 - 26.10. 1997, Regensburg. Tagungsband: 14.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; DEML, G.; BOCHOW, H.; HENTSCHEL, K.-D. (1998): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Jahresbericht der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin 1997: 152-153.

BREITENBACH, E.; NIRENBERG, H. I.; HENTSCHEL, K.-D.; DEML, G.; BOCHOW, H. (1998): Phytosanitäre Qualitätsbeurteilung von gewerblich hergestellten Komposten anhand ihres Pilzspektrums. Nachrichtenblatt des deutschen Pflanzenschutzdienstes, Jahrgang 50 (im Druck).

Erklärung über die Kenntnis der Promotionsordnung

Hiermit erkläre ich, daß mir die geltende Promotionsordnung der Landwirtschaftlich-Gärtnerischen Fakultät der Humboldt-Universität zu Berlin bekannt ist.

Ich erkläre ferner, daß ich alle Hilfsmittel und Hilfen zur Durchführung der Promotion angegeben habe. Ich habe die Arbeit auf dieser Grundlage selbstständig und ohne fremde Hilfe verfaßt.

Berlin, den 12.08.1998